Handbuch der mikroskop. Technik

unter Mitwirkung von

Kreisarzt Dr. E. Feinfker, Vorsteher des Medizinal-Untersuchungsamtes in Düsseldorf (Bakteriologische-Technik) — Dr. J. Donau, Graz (Mikrochemische Technik) — Hanns Günther, Zürich (Das Mikroskop und seine Nebenapparate) — Oskar Heimstädt, Wien (Technik des Ultramikroskops und der Dunkelfeldbeleuchtung) — Professor Dr. C. Kaiserling, Königsberg (Mikrophotographie) — C. Leiss, Berlin-Steglitz (Das Polarisationsmikroskop und seine Nebenapparate) — Dr. Ad. Reitz, Stuttgart (Bakteriologische Technik) — Dr. R. Sachse, München (Kulturmethoden für Mikroorganismen) — Dr. H. Schneiderhöhn, Berlin (Mineralogische Mikroskopie) — Prof. Dr. F. Sigmund, Teschen (Botanische Mikrotechnik) — Dr. Georg Stehli, Stuttgart (Mikrotomie) — Dr. G. Steiner, Zürich (Technik der Hydrobiologie und Planktonkunde) — Oberlehrer F. P. Wimmer, München (Mikroprojektion) — Dr. E. Wychgram, Kiel (Mikrospektroskopie) u. A.

herausgegeben von der

Redaktion des „Mikrokosmos"

Apparate und Arbeitsmethoden der Bakteriologie

Band I: Allgemeine Vorschriften, Einrichtung der Arbeitsräume, Kulturverfahren, Färbeverfahren, Bestimmungstabellen

von

Dr. Adolf Reitz



COMMONWEALTH MYCOLOGICAL
29 SEP 1959

1914

Geschäftsstelle d. „Mikrokosmos" Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart

c.5.IV.16.
P.L. 10.XI.16.

Handbuch der mikroskopischen Technik

VI. Teil

Apparate und Arbeitsmethoden der Bakteriologie

Bd. I: Allgemeine Vorschriften, Einrichtung der Arbeitsräume, Kulturverfahren, Färbeverfahren, Bestimmungstabellen.

Handbuch

der

mikroskopischen Technik

unter Mitwirkung

von

Kreisarzt Dr. E. Beintker, Vorsteher des Medizinal-Untersuchungsamtes in Düsseldorf (Bakteriologische Technik) — Dr. J. Donau, Graz (Mikrochemische Technik) — Hanns Günther, Zürich (Das Mikroskop und seine Nebenapparate) — Oskar Heimstädt, Wien (Technik des Ultramikroskops u. der Dunkelfeldbeleuchtung) — Prof. Dr. C. Kaiserling, Königsberg (Mikrophotographie) — C. Leiß, Berlin-Steglitz (Das Polarisationsmikroskop und seine Nebenapparate) — Dr. Adolf Reitz, Stuttgart (Bakteriologische Technik) — Dr. R. Sachse, München (Kulturmethoden für Mikroorganismen) — Dr. H. Schneiderhöhn, Berlin (Mineralogische Mikroskopie) — Prof. Dr. F. Sigmund, Teschen (Botanische Mikrotechnik) — Dr. G. Stehli, Stuttgart (Mikrotomie) — Dr. G. Steiner, Zürich (Technik der Hydrobiologie und Planktonkunde) — Oberlehrer F. P. Wimmer, München (Mikroprojektion) — Dr. E. Wychgram, Kiel (Mikrospektroskopie) u. A.

herausgegeben

von

der Redaktion des „Mikrokosmos"

VI.

Apparate und Arbeitsmethoden der Bakteriologie

Bd. I: Allgemeine Vorschriften, Einrichtung der Arbeitsräume, Kulturverfahren, Färbeverfahren, Bestimmungstabellen.

Von

Dr. Adolf Reitz

1914

Geschäftsstelle des „Mikrokosmos": Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart

Apparate und Arbeitsmethoden der Bakteriologie

Band I

Allgemeine Vorschriften, Einrichtung der Arbeitsräume, Kulturverfahren, Färbeverfahren, Bestimmungstabellen

Von

Dr. Adolf Reitz

Mit 77 Abbildungen



1914

Geschäftsstelle des „Mikrokosmos": Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart

Alle Rechte, insbesondere die der Übersetzung, vorbehalten.

Copyright 1914
by Franckh'sche Verlagshandlung
Stuttgart

Inhalt.

Seite

Einleitung: Allgemeine Vorschriften 9

Erstes Kapitel: Die Einrichtung bakteriologischer Arbeitsstätten; die Hilfsapparate des Bakteriologen 12

Zweites Kapitel: Die Bereitung der Nährböden 32

Drittes Kapitel: Die Isolierung der Bakterien 40

Viertes Kapitel: Die bakteriologische Untersuchung verschiedener Stoffe 48

I. Luftuntersuchung 48

II. Wasseruntersuchung 49

III. Bodenuntersuchung 51

IV. Untersuchung von Nahrungsmitteln 52

V. Nachweis von Bakterien im menschlichen Körper 52

Fünftes Kapitel: Die Untersuchung der Bakterien mit dem Mikroskop 54

I. Die Untersuchung ungefärbter Bakterien 54

II. Allgemeines über Bakterienfärbung 55

III. Einfache Färbemethoden 56

A. Die Färbung von Bakterienkapseln 56

B. Färbung der Geißeln beweglicher Bakterien 57

C. Färbung des Bakterienzellinhalts, Sporenfärbungen 58

IV. Besondere Färbemethoden 60

A. Gonokokkenfärbung 60

B. Färbung der Tuberkelbazillen 60

C. Färbung der Smegmabazillen 62

D. Färbung der Leprabazillen 62

E. Färbung der Rotzbazillen 63

F. Färbung der Diphtheriebazillen 63

G. Färbung der Syphilisspirochäten 63

V. Färbung von Bakterien in Schnitten 64

Sechstes Kapitel: Tabellen zur Bakterienbestimmung 68

Sachregister.

Abbescher Beleuchtungsapparat 23
Abfälle, infektiöse, ihre Beseitigung 11
Abfalltopf 11
Abfülltrichter für Nährboden . . 24
Abspülvorrichtung für Präparate 28
Actinomyces bovis Tabelle . 92
— chromogenes Tab. 92
— farcinicus Tab. 92
Adhäsionskultur von Lindner . 46
Anaeroben-Kultur 43
Antiforminmethode von Uhlenhuth, Kersten und Xylander . 36
Arbeitsplatz 14
Arbeitsraum 11, 12
Arbeitstisch 13
Aromabildender Bazillus aus Emmentaler Käse Tab. . . 86
Aufbewahrung mikrosk. Präparate 28
Aujeszkysche Sporenfärbung . . 59
Ausschleudervorrichtungen . . . 26
Ausstriche auf Petrischalen, Vorrichtung dazu 24
Autoklaven 16

Bacillus aedematis maligni Tab. 88
— alvei Tab. 88
— anthracis Tab. 84
— asterosporus Tab. 88
— aterrimus Tab. 86
— bernensis Tab. 86
— botulinus Tab. 88
— butyricus Tab. 86
— Chanvoei Tab. 88
— Ellenbachensis Tab. . . . 84
— fusiformis Tab. 86
— gastrophilus Tab. 86
— graveolens Tab. 86
— megatherium Tab. 86
— mesentericus Tab. 86
— mycoides Tab. 84
— oxalaticus Tab. 86
— petasites Tab. 86
— pumilis Tab. 88
— ruminatus Tab. 84
— simplex Tab. 84
— sporogenes Tab. 88
— subtilis Tab. 86
Bacillus tetani Tab. 88
— tumescens Tab. 86
— vulgatus Tab. 86
Bacterium aceti Tab. 80
— acidi lactici Tab. 76
— aegyptiacum Tab. 76
— astaciperda Tab. 80
— avicidum Tab. 76
— avisepticus Tab. 76
— caeruleum Tab. 82
— caniculae Tab. 78
— caucasicum Tab. 76
— cepaeodorum Tab. 80
— coli Tab. 78
— cremoides Tab. 80
— disciformans Tab. 80
— duplex Tab. 76
— dysenteriae Tab. 78
— erysipelatos suum Tab. . 84
— erythrogenes Tab. 80
— fluoreszens Tab. 82
— fulvum Tab. 82
— Güntheri Tab. 78

Bacterium helvolum Tab. . . 80
— indigonacum Tab. 82
— influenzae Tab. 76
— interitidis Tab. 78
— kiliense Tab. 82
— Kützingianum Tab. . . . 80
— lactis saponacei Tab. . . 80
— lactis viscosum Tab. . . . 78
— latericium Tab. 82
— luteum Tab. 74
— murisepticum Tab. . . . 84
— Nitrobacter Tab. 76
— Nitrosomonas europaea Tab. 76
— nubilum Tab. 82
— ochraceum Tab. 82
— paratyphi Tab. 78
— pasteurianum Tab. 80
— pestis Tab. 76
— Pflügeri Tab. 78
— phophoreszens Tab. . . . 78
— pneumoniae Tab. 78
— prodigiosum Tab. 82
— pseudomelanosis Tab. . . 80
— pseudotuberculosis rodentium Tab. 76
— punctatum Tab. 80
— putidum Tab. 82
— pyocyaneum Tab. 82
— radicicola Tab. 76
— ranicida Tab. 82
— salmonicida Tab. 80
— septicaemiae haemorrhagicae Tab. 76
— Stutzeri Tab. 80
— syncyaneum Tab. . . . 84
— turcosum Tab. 80
— typhi Tab. 78
— typhi murium Tab. . . . 78
— ulceris cancrosi Tab. . . 76
— violaceum Tab. 82
— vitulinum Tab. 80
— vulgare Tab. 84
— vulgare β mirabilis Tab. . 84
— Zopfii Tab. 84
Bakterienfärbung 55
Bakterienfilter 25
Bakterienharpune nach Prausnitz 41
— nach Unna 41
Bakterienkapseln, deren Färbung 56
Bakterien-Zellinhalt, d. Färbung 58
Beleuchtung des Arbeitsplatzes . 14
Bestimmung der Bakterienarten 68
Bitters Sporenfärbung 60
Bodenuntersuchung 51
Bohnes Methode zur Bakterienfärbung in Schnitten 67
Blutbouillon 35
Blutentnahme 53
Blutparasiten, deren Nachweis . 53
Blutserum 35
Blutuntersuchung, mikroskopische 53
Brennerstativ nach Reitz . . . 56
Brotnährboden 36
Brutschrank 17
— mit Petroleumheizung . . . 19
Bunges Verfahren z. Geißelfärb. 57
Bunsenbrenner für Gas . . . 31
Büretten 31
Burrische Tusche-Methode zur Bakteriensichtbarmachung . . 54
Butterbakterien, ihre Kultur . . 33
Butteruntersuchung 52
Choleravibrionen im Wasser nachzuweisen 51
Choleravibrionenkultur 39
Claudiussche Schnittfärbung . 65
Cohnsche eiweißfreie Nährlösung 32
Cornetsche Pinzette 28
Corynebacterium diphtheriae Tab. 90
— mallei Tab. 90
— pseudodiphthericum Tab. . 90
— xerosis Tab. 90
Dampfsterilisator 15
Deckgläser 27
Desinfektionsmittel, Bestimmung ihres Wirkungsgrades . . . 49
Deykesche Alkalialbuminatgelatine 39
Dialysator 26
Dieudonnéscher Blutalkaliagar . 39
Diphtheriebazillen, ihre Färbung 63
Diphteriebazillenzucht 37
Diplococcus albicans tardissimus Tab. 72
— intracellularis meningitidis Tab. 72
Einzel-Kultur nach Burri . . 41
Elb-Vibrio, leuchtender Tab. . 88
Ellermann und Erlandsens Verfahren zur Tuberkelbazillenzucht 37
Endo-Nährboden 38
Erdbohrer 51
Erlenmeyersche Kolben 24
Ermengems Verfahren z. Geißelfärbung 57
Esmarchsche Flaschen z. Wasseruntersuchung 49
Eykmanns Methode zum qualitativen Nachweis von Bakterien im Wasser 50
Farblösungsfläschchen 30
Färbung v. Bakterien in Schnitten 64
Federstrichkultur 46
Fickers Methode z. Luftuntersuch. 48
Filtriervorrichtung für Bakterienkulturen 25
Fleischuntersuchungen 52
Fleischwasser 33
Fränkel-Gabbets Tuberkelbazillenfärbung 61
Fränkelsche eiweißfreie Nährlösung 32
Freudenreich-Kölbchen 51
Gärröhrchen 51
Gasbrenner 31
Gasissches Verfahren zur Tuberkelbazillenfärbung 62
Geißeln beweglicher Bakterien, deren Färbung 57
Giemsasche Schnellfärbung . . 63
Giemsas Verfahren zur Chromatinfärbung (Spirochäten, Protozoen) in Schnitten 65
van Giesons Methode zur Bakterienfärbung in Schnitten . 67
Ginssches Verfahren zur Kapseldarstellung 56
Glyzerinnährböden 35
Gonococcus Tab. 70
Gonokokkenfärbung 60
Gonokokkenfärbung in Schnitten 65
Gonokokkenzucht 39
Gramfärbung für Schnitte . . 65
Gramsche Färbung 58
Granulobacillus saccharobutyricus immobilis B Tab. . . . 88
Heißluftsterilisatoren 17
Heißwasser-Abfülltrichter . . . 22
Heißwassertrichter 24, 33
Hermanns Tuberkelbazillenfärb. 61
Hesses Heydeagar 36
Hesses Methode z. Luftuntersuchung 48
Hirnbrei 43
Holzbeize, schwarze 13
Holzblock für Platinnadeln . . 29
Indolnachweis 68
Influenzabazillenzucht 39
Johnes Verfahren zur Kapseldarstellung 56
Isolierung der Bakterienleibersubstanzen 26
Isolierung von Gärungserregern 45
Kapselfärbung in Schnitten . . 65
Kartoffelbazillus Tab. 86
Kartoffelnährboden 35
Käsebakterien, ihre Kultur . . 33
Käseuntersuchung 52
Kaufmanns Verfahren z. Kapseldarstellung 56
Keimzahl des Wassers 50
Keimzahlbestimmung 42
Keimzahlbestimmung in Milch . 52
— von Butter 42
Kippscher Apparat 44
Klatschpräparat 55
Kleidung im bakteriolog. Laboratorium 11
Kleingärmethode nach Lindner . 47
Kochscher Sicherheitsbrenner . . 18
Koch-Weeksscher Bazillus Tab. . 76
Kohlensäureentwicklungs-Nachweis 68
Kokkus des Maltafiebers Tab. . 72
Kölbchenzucht zur biologischen Wasseruntersuchung 51
Kollesche Nadelhalter 28
Konservierung von Petrischalenkulturen 42
Kreuztisch 22
Lackmusnutroseagar 37
Lentzsches Verfahren z. Bakterienfärbung in Schnitten . . . 67
Leprabazillen, ihre Färbung . . 62
Leszcynskysche Methode zur Gonokokkenfärbung 60
Lindners Methode zur Luftuntersuchung 48
Löfflerscher Malachitgrün-Safranin-Reinblau-Agar . . . 38
Löfflers Methode zur Gonokokkenfärbung 60
Löfflers Verfahren zur Geißelfärbung 57
Lubenaus Eigelbnährboden zur Kultur von Diphtherie- und anderen Bakterien 37
Luftuntersuchung 48
Maaßens eiweißfreie Nährlösg. 32
Mäusetyphus Tab. 78
Meeresbakterien, ihre Zucht . . 34

Meningokokkenzucht 39
Meßkolben 30
Meßzylinder 30
Methode d. fraktionierten Kultur 40
Methylenblau- od. Karbolfuchsin-färbung zur Darstellung von Bakterien in Schnitten . . . 64
Micrococcus acidi lactis Tab. 74
— albicans amplus Tab. . . 70
— ascoformans Tab. 74
— bicolor Tab. 74
— Biskra Tab. 74
— candicans Tab. 72
— catarrhalis Tab. 72
— cerasinus Tab. 76
— concentricus Tab. 72
— corallioides Tab. 74
— coronatus Tab. 74
— cyaneus Tab. 76
— der bitteren Milch Tab. . . 72
— der fadenziehenden Milch Tab. 72
— flavus Tab. 74
— Freudenreichii Tab. . . . 72
— gonorrhoeae Tab. 70
— intracellularis Tab. . . . 72
— luteus Tab. 74
— melitensis Tab. 72
— pyogenes γ albus Tab. . . 74
— pyogenes α aureus Tab. . 74
— pyogenes β citreus . . . 74
— radiatus Tab. 74
— rosettaceus Tab. 72
— roseus Tab. 74
— subflavus Tab. 72
— viticulosus Tab. 72
Mikroskop f. bakteriolog. Zwecke 22
Mikroskopierstuhl 14
Mikroskopiertisch 12
Milchbakterien, ihre Kultur . . 33
Milchgelatine 52
Milchzuckernährböden 35
Milzbrandbazillus Tab. . . . 84
Mischzylinder 30
Möllersche Sporenfärbung . . 59
Muchsche Methode zur Tuberkelbazillenfärbung 62
Mycobacterium lacticola α planum Tab. 92
— lacticola β perrugosum Tab. 92
— leprae Tab. 92
— phlei Tab. 92
— tuberculosis Tab. 92
— tuberculosis γ piscicola Tab. 92
Nachweis von Bakterien im menschlichen Körper 52
Nägelis Normalflüssigkeit für Spaltpilze (eiweißfrei) . . . 32
Nähragar 33
Nährbodenbereitung 32
Nährböden, eiweißhaltige . . . 33
—, feste, ohne Fleischwasser . . 34
Nährbouillon 33
Nährgelatine 34
Nährlösungen, eiweißfreie . . . 32
Negrische Körperchen in Schnitten, deren Nachweis 66
Neißersche Färbung d. Zellinhalts 58
— Methode z. Gonokokkenfärbg. 60
Nicollesches Verfahren z. Färbg. von Bakterien in Schnitten 64
Objekttische, heizbare 22
Objektträger, glatte 27
—, hohlgeschliffene 27
— mit linsenförm. Ausschliffen 27
Okularzählscheibe nach Heim 24, 43
Orzagsche Sporenfärbung . . . 59
Petrischalen 24
Pilzkulturgefäß nach Lindner . 49
Pipetten 30
Platindrähte 28
Poria-Nasoleskusche Schnellfärbemethode zur Darstellung von Syphilisspirochäten 64
Proteus Tab. 84
Pyroninverfahren zur Bakterienfärbung in Schnitten . . . 65
Pulverflaschen 30
Qualitativer Nachweis bestimmter Bakterien in Wasser . . . 50
Ragit-Agar 34
Rauschbrandbazillus Tab. . . . 88
Reagenzglasklemme 29
Reagierglasgestelle 29
Reinigen der Arbeitskleidung . 11
— der Hände 11
— der Objektträger 27
— neuer Deckgläser 27
— von Reagenzgläsern 29
Reitmanns Verfahren z. Färbung der Syphilisspirochäten . . 63
Ringersche Lösung 34
Rotzbazillen Tab. 90
—, ihre Färbung 63
Rotzbazillenfärbung i. Schnitten 66
Salzentzug a. bakterienhaltigen Flüssigkeiten 26
Sarcina alba Tab. 70
— aurantiaca Tab. 70
— cerevisiae Tab. 70
— flava Tab. 70
— lutea Tab. 70
— pulmonum Tab. 70
— tetragena Tab. 70
Sekrete a. d. Mund- u. Nasenhöhle, i. bakteriol. Untersuchung 53
Serumgelatine 35
Shamines Schnellfärbungsmeth. für Spirochaeta pallida u. Spirochaeta dentium . . . 64
Slavo-Czaplewskischer Apparat z. Wasseruntersuchung . . . 49
Smegmabaz., ihre Färbung . . 62
Sommerfeldsche Färb. d. Zellinh. 58
Spenglers Verfahren z. Tuberkelbazillenzucht 37
Spezialnährböden 36
Spirillum concentricum Tab. 90
— rubrum Tab. 90
Spirochaeta buccalis Tab. . . 94
— dentium Tab. 94
— pallida Tab. 94
Spirochaeta Obermeieri Tab. 90
— recurrentis Tab. 94
Sporen-Färbung 59
Spritzflasche 28
Stative, eiserne 31
Sterilisation, fraktionierte . . . 16
Stoffwechselprodukte, i. konzentr. Darstellung 25
Streptococcus lanceolatus Tab. 70
— Güntheri Tab. 78
— pyogenes Tab. 70
Syphilis-Spirochaete Tab. . . 94
Syphilis-Spirochäten, d. Nachw. 55
—, ihre Färbung 63
Syphilisspirochätenfärbg. i. Sch. 66
Szaboky-Nährboden 36
Thermoregulator 18
Timotheebazillus Tab. 92
Traubenzuckernährböden . . . 35
Trockensterilisator 15
Tröpfchenkult. n. P. Lindner . . 45
Tropfflaschen 30
Tuberkelbazillenfärbung 60
— im Schnitt 66
Tuberkelbazillenzucht 36
Typhusbazillen a. verdächtigem Wasser zu isolieren 51
Typhusbazillenzucht 37
Typhusbazillus Tab. 78
Ungefärbte Bakterien, ihre Untersuchung 54
Unnasche Doppelfärbung für Schnitte 66
Untersuchung v. Nahrungsmitteln 52
Uschinskysche eiweißfreie Nährlösg. 32
Vakuumdestillierapparate . . . 25
Vibrio albensis Tab. 88
— aquatilis Tab. 90
— berolinensis Tab. 90
— cholerae Tab. 88
— danubicus Tab. 90
— indicus Tab. 90
— Proteus Tab. 88
Vorschriften für das Arbeiten mit Krankheitserregern, ihre Aufbewahrung, ihr Verkauf und ihre Versendung 9
Wassermannscher Nutrose-Nährboden 40
Wasserstrahlluftpumpe 48
Wasseruntersuchung 49
Weichselbaumsches Verfahren zur Tuberkelbazillenfärbung . . . 62
Wurstuntersuchungen 52
Wurzelbazillus Tab. 84
Zählen der Kolonien 42
Zählplatte nach Lafar 42
Zählscheibe zur Auszählung der Kolonien unterm Mikroskop . 24
Zählung der Kolonien nach Heim 42
Zentrifugen 26
Zettnows Verfahr. z. Geißelfbg. 57
Ziehl-Neelsens Methode zur Tuberkelbazillenfärbung . . . 61
Zucht von Sarcinen 33

Berichtigung: Auf Seite 22 muß es bei Abbildung 20 statt Heißwasser-Filtriertrichter heißen: Heißwasser-Abfülltrichter.

Handbuch der mikroskopischen Technik

Herausgegeben von der Redaktion des

Mikrokosmos

Bisher sind folgende Bände erschienen:

Teil 2: **Das Mikrotom und die Mikrotomtechnik.** Eine Einführung in die Praxis der Mikrotomie. Von **Dr. Georg Stehli.** 4½ Bogen mit 63 Abbildungen. Geheftet M 2.–, gebunden M 2.80.

Teil 9: **Arbeitsmethoden der Mikrochemie mit besonderer Berücksichtigung d. quantitativen Gewichtsanalyse.** Von **Dr. Julius Donau.** 4½ Bogen mit 35 Abbildungen. Geheftet M 2.–, gebunden M 2.80.

Teil 6: **Apparate u. Arbeitsmethoden der Bakteriologie.** Band 1. Allgemeine Vorschriften, Einrichtung der Arbeitsräume, Kulturverfahren, Färbeverfahren, Bestimmungstabellen. Von **Dr. Adolf Reitz.** 6 Bogen mit 77 Abbildungen. Geheftet M 2.25, gebunden M 3.–.

In Vorbereitung befinden sich:

Teil 10: **Apparate u. Arbeitsmethoden zur mikroskopischen Untersuchung kristallisierter Körper.** Von **E. Leiß** und **Dr. H. Schneiderhöhn.** Etwa 5½ Bogen mit 115 Abbildungen. Geheftet etwa M 2.25, gebunden etwa M 3.—.

Teil 5: **Apparate und Arbeitsmethoden der Ultramikroskopie und Dunkelfeldbeleuchtung.** Von **O. Heimstädt.** Etwa 5 Bogen mit 73 Abbildungen. Geheftet etwa M 2.—, gebunden etwa M 2.80.

Ferner erscheinen Bände über:

Das Mikroskop und seine Nebenapparate.
Mikroprojektion. — Mikrophotographie. — Mikrospektroskopie.
Botanische Mikrotechnik. — Technik der Hydrobiologie und Planktonkunde. — Kultur der Mikroorganismen.

Stuttgart. **Franckh'sche Verlagshandlung.**

Einleitung.

Allgemeine Vorschriften für bakteriologische Arbeiten.

Wenn auf den nachfolgenden Blättern der Versuch gemacht wird, die Arbeitsmethoden der Bakteriologie in einer Form darzustellen, die jedem Mikroskopiker, sei er nun Fachmann oder Naturfreund, dieses Gebiet zu Versuchszwecken erschließt, so kann es sich der Verfasser nicht versagen, einige allgemeine Winke vorauszuschicken, denn es sind Regeln zu lernen und einzuhalten, die dem Experimentierenden, dem Forschenden in Fleisch und Blut übergehen müssen.

Die wichtigste dieser Regeln ist die Einhaltung strengster Reinlichkeit. Wir wissen, daß die Bakterien sehr kleine Lebewesen sind, deren Vertreter wir in der Luft, im Wasser und an allen Gegenständen finden, die wir berühren. An unseren Händen tragen wir sie, und hauchen wir auf eine Nährplatte, so läßt sich leicht nachweisen, daß auch die Luft, die wir ausatmen, mehr oder weniger reich an Mikroben ist. Wir werden uns angesichts dieses häufigen Vorkommens der verschiedensten Bakterienarten fragen: wie ist es überhaupt möglich, einwandfrei zu arbeiten, wie ist es möglich, gewisse Arten in reiner, von anderen Arten freier Form zu erhalten? Daß dies möglich ist, können wir in unserem Laboratorium täglich zeigen. Es ist aber nur möglich, wenn wir die Hauptvorsichtsmaßregel einhalten: strengste Reinlichkeit.

Alle Gefäße müssen so gründlich wie möglich gereinigt werden. Die Tische, vornehmlich die Arbeitsplätze, sind durchaus sauber zu halten, im Arbeitszimmer soll möglichst wenig Staub aufgewirbelt werden, die Apparate und Gefäße sollen unter staubfreien Verschluß gebracht werden können, oft auch unter Abhaltung des Lichts.

Von großer Bedeutung ist ferner, daß der Experimentierende selbst vorsichtig ist. Er wird die Geräte auf seinem Arbeitsplatz möglichst übersichtlich stellen, damit er sie sofort zur Hand hat, und er wird nur soviel Geräte aufstellen, als er wirklich benötigt. — Mißerfolge werden nicht ausbleiben. Man lasse sich dadurch nicht abschrecken. Im Gegenteil, sie werden uns manchen wertvollen Fingerzeig geben können.

Da bei der Isolierung und Züchtung der Bakterien auch von verschiedenen Krankheitserregern zu sprechen sein wird, so ist von vornherein zu betonen, daß das Arbeiten mit Krankheitserregern, ihre Aufbewahrung, Verkauf und Versendung besonderen, im Folgenden angeführten Vorschriften unterliegt, die in der Bekanntmachung des Reichskanzlers vom 4. Mai 1904 enthalten sind:

§ 1. Wer mit den Erregern der Cholera oder des Rotzes oder mit Material, welches solche Erreger enthält, arbeiten will, ferner wer derartige Erreger im lebenden Zustand aufbewahren oder abgeben will, bedarf dazu der Erlaubnis der Landeszentralbehörde. An Stelle der letzteren treten für das Kaiserliche Gesundheitsamt das Reichsamt des Innern, für Militäranstalten das zuständige Kriegsministerium, für Marineanstalten das Reichsmarineamt. Die Erlaubnis darf nur für bestimmte Räume und nur nach Ausweis der erforderlichen wissenschaftlichen Ausbildung erteilt werden. Die den Leitern öffentlicher Anstalten erteilte Erlaubnis gilt auch für die unter ihrer Leitung in diesen Anstalten beschäftigten Personen.

Der Erlaubnis bedarf es nicht bei Untersuchungen, welche der behandelnde Arzt oder Tierarzt zu ausschließlich diagnostischen Zwecken in seiner Praxis bis zur Feststellung der Krankheitsart nach den üblichen diagnostisch-bakteriologischen Untersuchungsmethoden vornimmt.

Lebende Erreger der Cholera oder des Rotzes dürfen nur an Personen und Stellen, die von der zuständigen Behörde die Erlaubnis zur Annahme erhalten haben, abgegeben werden.

§ 2. Wer mit anderen als den im § 1 bezeichneten Erregern von Krankheiten, welche auf Menschen übertragbar sind, oder von Tierkrankheiten, welche der Anzeigepflicht unterliegen, oder mit Material, welches solche Erreger enthält, arbeiten will, ferner wer derartige Erreger in lebendem Zustand aufbewahren will, bedarf dazu der Erlaubnis der zuständigen Polizeibehörde des Ortes, in welchem der Arbeits- oder Aufbewahrungsraum liegt. Die Erlaubnis darf nur für bestimmte Räume und nur nach Ausweis der erforderlichen wissenschaftlichen Ausbildung erteilt werden.

§ 3. Auf Ärzte und Tierärzte finden die Vorschriften im Abs. 1 mit der Einschränkung Anwendung, daß sie der Polizeibehörde nur eine Anzeige von ihrem Vorhaben unter Angabe des Raumes nach Lage und Beschaffenheit zu erstatten und später jeden Wechsel des Raumes in gleicher Weise anzuzeigen haben.

Weder der Erlaubnis noch der Anzeige bedarf es, wenn die Arbeit und die Aufbewahrung

a) in öffentlichen Krankenhäusern, welche mit den zur Verhinderung einer Verschleppung von Krankheitskeimen erforderlichen Einrichtungen versehen sind, oder

b) in staatlichen Anstalten, welche zu einschlägigem Fachunterrichte dienen und behufs Bekämpfung der Infektionskrankheiten, zur Anstellung von Untersuchungen oder zur Herstellung von Schutz- oder Heilstoffen bestimmt sind, oder

c) vom behandelnden Arzte oder Tierarzt ausschließlich zu diagnostischen Zwecken in seiner Praxis vorgenommen werden.

Der Händler hat über die Abgabe von Kulturen oder Material ein Verzeichnis zu führen, in welches die Art der Krankheitserreger, der Tag der Abgabe, der Name und die Wohnung des Erwerbers sowie des etwaigen Überbringers sofort nach der Verabfolgung vom Abgebenden selbst einzutragen sind, und zwar stets in unmittelbarem Anschluß an die nächst vorhergehende Eintragung. Das Verzeichnis ist drei Jahre lang nach Abschluß aufzubewahren.

§ 4. Wer eine Tätigkeit der in § 1, Abs. 1, § 2, Abs. 1 und § 3, Abs. 1 bezeichneten Art in einem ihm zur Verfügung stehenden Raume einer anderen Person gestattet oder aufträgt, hat dies der zuständigen Polizeibehörde (§ 2, Abs. 1 und § 3, Abs. 1) unter Angabe des Raumes, sowie der Wohnung, des Berufs, des Vor- und Zunamens dieser Person, ferner jeden Wechsel des Raumes sofort anzuzeigen. Diese Bestimmung findet auf Leiter der in § 3, Abs. 3 bezeichneten öffentlichen Krankenhäuser und staatlichen Anstalten keine Anwendung.

Die sich für andere Personen aus den Bestimmungen der §§ 1—3 ergebenden Pflichten bleiben unberührt.

§ 5. Die im § 1, Abs. 1, § 2, Abs. 1 und § 3, Abs. 1 bezeichnete Tätigkeit, sowie die nach § 4 gestattete oder aufgetragene Ausübung solcher Tätigkeit durch andere ist einzustellen, wenn die Erlaubnis der Landeszentralbehörde oder Polizeibehörde zurückgenommen oder wenn die Tätigkeit von der zuständigen Behörde untersagt wird. Die Zurücknahme der Erlaubnis oder die Untersagung soll erfolgen, wenn aus Handlungen oder Unterlassungen der betreffenden Person der Mangel derjenigen Eigenschaften erhellt, welche für jene Tätigkeit vorausgesetzt werden müssen.

§ 6. Wer eine der im § 1, Abs. 1, § 2, Abs. 1 und § 3, Abs. 1 bezeichneten Handlungen vornimmt, hat — auch wenn er von der Einholung der Erlaubnis oder von der Anzeigepflicht entbunden ist, — die Erreger so aufzubewahren, daß sie Unberufenen unzugänglich sind, auch hat er sonst alle Vorkehrungen zu treffen, um eine Verschleppung der Krankheitserreger, insbesondere durch Versuchstiere, zu verhüten. Kulturen, infizierte Versuchstiere und deren Organe, sowie sonstiges, die Krankheitserreger enthaltendes Material müssen, sobald sie entbehrlich geworden sind, derart beseitigt werden, daß jede Verschleppung der Krankheitskeime tunlichst ausgeschlossen wird. Instrumente, Gefäße usw., welche mit infektiösen Gegenständen in Berührung waren, sind sorgfältig zu desinfizieren.

§ 7. Die Versendung von lebenden Kulturen der Cholera- oder Rotzerreger hat in zugeschmolzenen Glasröhren zu erfolgen, die, umgeben von einer weichen Hülle (Filtrierpapier und Watte oder Holzwolle), in einem durch übergreifenden Deckel gut verschlossenen Blechgefäße stehen; das letztere ist seinerseits noch in einer Kiste mit Holzwolle, Heu, Stroh oder Watte zu verpacken. Es empfiehlt sich, nur frisch angelegte Agarkulturen zu versenden.

Material, welches lebende Krankheitserreger dieser Art enthält, oder zu enthalten verdächtig erscheint, ist so zu verpacken, daß eine Verschleppung des Krankheitskeims tunlichst ausgeschlossen wird. Zur Aufnahme des Materials sind besonders geeignet starkwandige Pulvergläser mit eingeschliffenem Glasstöpsel und weitem Halse oder in deren Ermangelung Gläser mit glattem zylindrischem Halse, zu deren Verschluß gut passende, frisch ausgekochte Korke zu verwenden sind. Nach der Aufnahme des Materials sind die Gläser sicher zu verschließen, der Stöpsel ist mit Pergamentpapier oder dgl. zu überbinden; auch ist an jedem Glase ein Zettel fest anzukleben oder sicher anzubinden, der genaue Angaben über den Inhalt enthält. Zum Verpacken dürfen nur feste Kisten — keine Zigarrenkisten, Pappschachteln u. dgl. — benutzt werden. Die Gläser und sonstigen Behälter sind in den Kisten mittels Holzwolle, Heu, Stroh, Watte u. dgl. so zu verpacken, daß sie unbeweglich liegen und nicht aneinander stoßen.

Die Vorschriften über die Entnahme choleraverdächtiger Untersuchungsobjekte behufs bakteriologischer Feststellung der Cholera und über die Versendung des Materials an eine Untersuchungsstelle werden durch vorstehende Bestimmungen nicht berührt.

Die Sendungen (Abs. 1 und 2) müssen mit starkem Bindfaden umschnürt, versiegelt und mit der deutlich geschriebenen Adresse, sowie mit dem Vermerke „Vorsicht" versehen werden. Bei Beförderungen durch die Post sind die Sendungen als „dringendes Paket" aufzugeben und den Empfängern telegraphisch anzukündigen. Bei Versendung lebender Kulturen hat der Empfänger dem Absender den Empfang der Sendung sofort mitzuteilen.

§ 8. Die Versendung von lebenden Kulturen der im § 2, Abs. 1 bezeichneten Krankheitserreger hat in wasserdicht verschlossenen Glasröhren zu erfolgen. Diese Röhren sind entweder in angepaßten Hülsen oder, mit einer weichen Hülle (Holzwolle, Watte u. dgl.) umgeben, derart in festen Kästen zu verpacken, daß sie unbeweglich liegen und nicht aneinander stoßen. Der Empfänger hat dem Absender den Empfang der Sendung sofort mitzuteilen.

Material, welches lebende Krankheitserreger dieser Art enthält oder zu enthalten verdächtig erscheint, ist so zu verpacken, daß eine Verschleppung des Krankheitskeims ausgeschlossen wird.

Die Sendungen (Abs. 1 und 2) müssen fest verschlossen und mit deutlicher Adresse, sowie mit dem Vermerk „Vorsicht" versehen werden.

Aus diesen gesetzlichen Bestimmungen geht in erster Linie hervor, daß nur Personen, die die erforderliche wissenschaftliche Ausbildung nachweisen können, die polizeiliche Erlaubnis zum Arbeiten mit Krankheitserregern erhalten, und daß selbst Ärzte und Tierärzte sich eine gewisse Kontrolle bei der Beschäftigung mit Krankheitserregern gefallen lassen müssen, wenn diese über rein diagnostische Zwecke hinausgeht.

Ein eigener, nicht zu kleiner Raum ist für bakteriologische Arbeiten, selbst wenn wir nie dazu kommen, uns mit Krankheitserregern zu beschäftigen, unbedingt erforderlich.

Über die gewöhnliche Kleidung ziehe man im bakteriologischen Laboratorium stets einen Mantel aus gut waschbarem Stoff (Operationsmantel) an. Hinten zugeknöpft oder nur zum Durchschlüpfen mit Achselschluß nach Art der Fuhrmannshemden gearbeitet, gewährt dieser Mantel genügend Schutz. Doch mache man es sich zur Regel, vor dem Verlassen der Arbeitsstätte den Mantel stets abzulegen und dann die Hände gründlich mit Seife und Bürste zu reinigen. Eine Waschgelegenheit, möglichst Wasserzuleitung mit -Abfluß, muß im Arbeitsraum vorhanden sein. Heißwasserapparate (Abb. 1) sind dabei besonders zweckmäßig, da sie sofort nach dem Anzünden dauernd fließendes warmes Wasser geben, dessen Temperatur durch geringeres oder stärkeres Öffnen des Wasserhahns geregelt werden kann. Hat man mit verdächtigem Material gearbeitet, so sind die Hände außer mit Seife noch mit einem Desinfektionsmittel zu waschen. Am besten reibt man die Hände mit einem mit 70%igem Alkohol getränkten Wattebausch ab. Sublimatlösung wird ebenfalls viel benutzt, da sie sehr wirksam ist; sie kann jedoch nicht von jedermann angewendet werden, weil sie auf dafür empfindlicher Haut Ausschläge verursacht. Vor dem Gebrauch des Sublimats muß die Seife durch kräftiges Abspülen von den Händen entfernt werden. Sublamin in 1—3promilliger Lösung greift die Hände nicht so stark an wie Sublimat und hat doch eine gute, nicht bloß oberflächliche Desinfektionswirkung. Es empfiehlt sich, nach Gebrauch von Sublamin die Haut mit Glycerin einzureiben.

Ist der Schutzmantel mit Untersuchungsmaterial bespritzt oder verunreinigt worden, was bei genügender Vorsicht kaum vorkommen wird, so ist er sofort abzulegen und im Dampf zu sterilisieren. Die helle, am besten weiße Farbe des Mantels bedingt eine häufige Reinigung, wobei das Wäschestück mindestens 15 Minuten lang gekocht werden soll.

Daß man im bakteriologischen Arbeitsraum nicht essen und rauchen darf, ist selbstverständlich, auch vermeide man möglichst, sich ins Gesicht oder in die Haare zu greifen.

Zur Aufnahme von Abfallstoffen nicht infektiöser Art dienen mit Holz- oder Steingut-

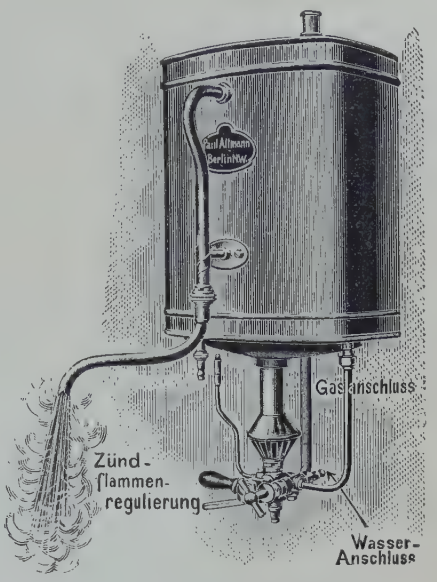


Abb. 1. Apparat zur Erzeugung heißen Wassers, System Junkers.
(Bezugsquelle; P. Altmann, Berlin; Preis je nach Ausführung M 58—85)

deckeln verschließbare Töpfe aus glasiertem Ton oder aus Steingut (Abb. 2), die man in verschiedenen Größen kaufen kann. Besser ist es aber, wenn man die Abfälle sofort verbrennt. Niemals stecke man sie in die Tasche des Arbeitsmantels, oder werfe sie achtlos auf den Boden. Abgebrannte Streichhölzer werfe man, wenn sie nicht sofort verbrannt werden können oder wenn der Abfalltopf zu entfernt steht, in eine emaillierte Schale, die gleichzeitig zur Aufnahme aller infektiösen Abfälle dient. Vor dem Verlassen des Arbeitszimmers verbrenne man die kleinen Abfälle oder gieße jeweils so viel Desinfektionsflüssigkeit, am besten Sublimatlösung, in die Schale, daß die Abfälle damit bedeckt sind und lasse die desinfizierende Flüssigkeit stundenlang einwirken.[1])



Abb. 2. Abfalltopf aus Ton.
(Bezugsquelle: P. Altmann, Berlin; Preis je nach Größe M 2.20—5.50)

[1]) Die Beseitigung bezw. Unschädlichmachung infektiöser Abfälle kann auch dadurch geschehen,

Die Emailschale wird nach Gebrauch im Dampf sterilisiert. Eine gleiche Schale dient zur Aufnahme des Abspülwassers von mikroskopischen Präparaten. Jedenfalls ist die Emailschale ihrer gründlicheren Sterilisierbarkeit und besseren Haltbarkeit wegen einer Glasschale vorzuziehen. Unter keinen Umständen darf infektiöses Material in ein Ausgußbecken gelangen! Auch das Abspülen von Präparaten nehme man nie über dem Ausgußbecken vor, weil es nicht ausgeschlossen ist, daß ein Präparat selbst nach dem Durch-die-Flamme-ziehen noch lebende Keime enthält. Ist dies auch beim Arbeiten mit unschädlichem Material an sich belanglos, so soll man diese Regel doch in allen Fällen beobachten, wie man sich überhaupt angewöhnen soll, stets mit der gleichen peinlichen Reinlichkeit und unter Beobachtung der gleichen Vorschriften zu arbeiten, wie wenn es sich um Krankheitserreger handelt. Peinlichste Reinlichkeit ist, wie schon gesagt, und wie im Folgenden noch näher erläutert werden wird, die erste Bedingung zur Erzielung von Reinkulturen auch bei nichtpathogenen Keimen. Wenn wir die beim Arbeiten mit Krankheitserregern und mit verdächtigem Material gebotenen Vorsichtsmaßregeln auch auf unsere Beschäftigung mit nichtinfektiösen Keimen ausdehnen, so ist dies die allerbeste Übung und Vorbereitung auf schwierigere Arbeiten.

Erstes Kapitel.

Die Einrichtung bakteriologischer Arbeitsstätten.

Man stellt sich in der Regel die Apparatur der Bakteriologen zu kompliziert vor. Sie kann kompliziert sein, das ist richtig, und ihre Anschaffung kann viel Geld verschlingen. Es läßt sich aber auch mit geringen Hilfsmitteln,

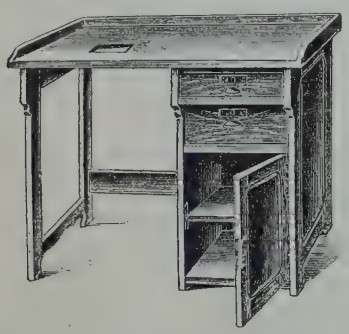


Abb. 3. Einfacher Mikroskopiertisch.
(Bezugsquelle: E. Zimmermann, Leipzig; Preis M 60.—)

entsprechend angewandt, manches erreichen, das als befriedigendes Resultat anzusehen ist. Wir werden beiderlei Apparatur zu besprechen haben, um an den feiner ausgeführten Apparaten und Instrumenten den Zweck zu erkennen, und um uns dann zu fragen: wie kann an ihre Stelle das treten, was billiger und leichter zur Hand und doch ebenso zweckmäßig ist.

Der Arbeitsraum soll, wie schon gesagt, nicht zu klein bemessen sein und einen eigenen Ausgang nach dem Flur haben. Die Wände sind am besten bis zu $1\frac{1}{2}$ Meter Höhe mit Ölfarbe, der übrige Teil und die Decke mit Kalkfarbe zu streichen. Als Fußbodenbelag wählt man am besten Linoleum; auch Steinholz-(Terralith-)Belag, glatt gestrichener Zement oder dicht verlegte Steinfliesen sind geeignet, doch werden naturgemäß die beiden letzteren bei stundenlangem Arbeiten nicht angenehm empfunden. Wenn wir unser Laboratorium vollständig neu einrichten, also auch die Türen und Fenster zweckentsprechend bauen lassen können, so lasse man erstere ganz glatt, ohne Füllungen und mit glatten, leicht abnehmbaren Türklinken, die im Dampftopf sterilisiert werden können, herstellen. Die Fensteröffnungen werden zweckmäßig mit Doppelfenstern versehen, zwischen denen Vorhänge angebracht werden können, falls sie gewünscht werden. Im Innern des Raumes sollen Vorhänge vermieden werden. Damit die Fenster leicht geöffnet werden können, auch wenn ein Arbeitstisch mit Geräten davor steht, kann man sie als Schiebefenster[2]) konstruieren, oder den an gewöhnlichen Fenstern oben angebrachten Klappflügel unten und darüber die großen Flügel einsetzen lassen. Wenn möglich, sollen die Fenster nach Norden gerichtet sein.

Ein besonderer Raum für die Brut-, Paraffin- und Serum-Apparate und eine Spülküche, in der auch die Nährböden bereitet werden können, sind wünschenswert, jedoch nicht unbedingt notwendig.

Zum Mikroskopieren sollte man einen besonderen Tisch benutzen. Eine recht brauchbare Konstruktion ist der Mikroskopiertisch

daß man sie mit den Kultur- und sonstigen Gefäßen in einen emaillierten Kochtopf legt, der nachher mit Wasser oder mit 2% Sodalösung gefüllt und $\frac{1}{4}$ Stunde im Kochen gehalten wird.

[2]) Brauchbare Schiebefenster liefert die Fensterfabrik Joh. Schmid, Blaubeuren, Wttbg.

der Firma E. Zimmermann, Leipzig, der in Abb. 3 dargestellt ist. Er eignet sich besonders für Ärzte und kleinere Laboratorien. Die 1,10 m lange und 60 cm breite Platte ist mit Linoleum belegt und mit Eichenleisten versehen, um ein Herunterfallen von Gegenständen zu verhüten. Rechts befinden sich zwei Schubkästchen und ein verschließbares Schränkchen mit Einlegeboden. Die Höhe des Tisches beträgt 0,82 m.



Abb. 4. Laboratoriumstisch für bakteriologisch-mikroskopische Zwecke. (Bezugsquelle: P. Altmann, Berlin; Preis M 250—275)

Der eigentliche Arbeitstisch soll nicht allzuklein bemessen sein. Es ist Geschmackssache, welchen Unterbau er hat, doch soll er immer auf so hohen Füßen stehen, daß der Boden bequem und gründlich gereinigt werden kann. Die Tischplatte soll schwarz gebeizt und abwaschbar sein. Da die gewöhnlichen Beizen das Abwaschen nicht vertragen, namentlich nicht mit desinfizierenden Lösungen, die manchmal angewandt werden müssen, so muß man die Tischplatte einer chemischen Behandlung unterwerfen. Man stellt dazu folgende Lösungen zusammen:

Lösung I: 125 g Kupfersulfat, 125 g Kaliumchlorat und 1000 g destilliertes Wasser werden bis zur Lösung gekocht.

Lösung II: 150 g Anilinhydrochlorid und 1000 g dest. Wasser werden gemischt.

Dann reibt man mit einem Pinsel zuerst Lösung I auf die Tischplatte, um nach vollständigem Trocknen mit Lösung II nachzustreichen. Dieses Verfahren wiederholt man dreimal, jeweils mit den beiden Lösungen wechselnd. Darauf reibt man die Platte mit Leinöl ein. Ist das Öl eingetrocknet, so wird die Platte einen schönen schwarzen Ton aufweisen.[3])

Der untere Teil des Tisches kann zweckmäßig aus einem mit Schiebtüren verschließbaren Kasten bestehen, weil beim bakteriologischen Arbeiten häufig Kulturen im Dunkeln aufbewahrt werden müssen. Auch die zum Färben der Bakterien benützten Farblösungen stellt man nach Gebrauch in diesen Kasten, wie wir überhaupt den Grundsatz aufrechterhalten wollen, unsern Arbeitstisch nach beendigter Untersuchung stets zu säubern, Pinzetten, Filtrierpapier, Glasschälchen usw. zu entfernen, alle Geräte und Instrumente sofort zu reinigen und sie dann an ihren Aufbewahrungsplätzen unterzubringen.

Ein für größere Laboratorien sehr geeigneter Arbeitstisch für bakteriologische Zwecke ist in Abb. 4 wiedergegeben. Die mit Linoleum belegte Tischplatte ist 1,50 m lang. In die Platte ist ein kleines viereckiges Porzellanausgußbecken mit Wasserabfluß eingesenkt. Darüber erhebt sich eine vernickelte Wasserausflußsäule mit vernickeltem Ventilwasserhahn, sowie ein vernickelter doppelter Gasschlauchhahn. In der linken Tischecke ist ein weißemailliertes Eisengestell mit vernickelter Galerie und zwei lose in Rahmen liegenden Glasplatten befestigt, das zur Aufnahme der Spülflaschen für Sublimat und destilliertes Wasser sowie der Flaschen für die gebräuchlichsten Reagentien und Farblösungen dient. Der untere Teil des Tisches

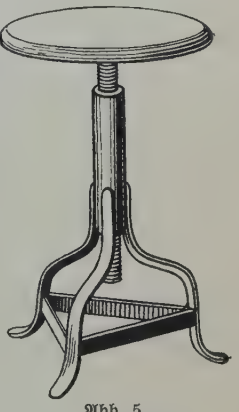


Abb. 5. Eiserner Drehsessel. (Bezugsquelle: P. Altmann, Berlin; Preis je nach Ausführung M 12—20)

[3]) F. Blochmann empfiehlt (Zool. Anz. XXXVIII, S. 126) die folgende Methode, nach der

wird von zwei Seitenschränken gebildet, über denen drei Schubladen liegen.

Gut bewährt haben sich als Arbeitstische für bakteriologische Zwecke auch einfache starke Glasplatten, die mit Konsolen an der Wand befestigt werden.

Als Mikroskopierstuhl genügt ein einfacher, zum Hoch- und Niedrigstellen ein-

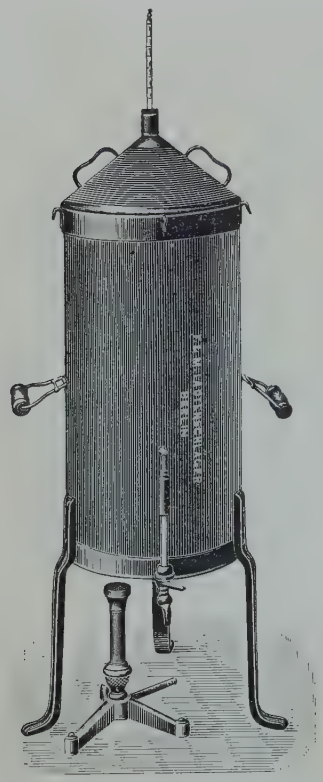


Abb. 6. Einfacher Dampftopf nach Koch.
(Bezugsquelle: F. u. M. Lautenschläger, Berlin; Preis ca. M 36.—)

gerichteter Hocker, am besten aus emailliertem Schmiedeeisen mit Holzsitz (Abb. 5). Man kann aber auch andere praktische Sitzgelegenheiten wählen. Nur ist darauf Bedacht zu nehmen, daß das Mikroskop zwar oft aufrecht stehend benützt werden muß, daß es aber bei gefärbten Präparaten umgelegt werden kann. Bei dieser bequemeren Stellung des Arbeitenden muß der Sitz natürlich niedriger sein.

Der Arbeitsplatz soll sich möglichst an einem Nordfenster befinden, da Sonnenlicht beim Mikroskopieren stört. Auch ist es unseren lebenden Kulturen keineswegs zuträglich und beeinflußt manches Resultat sehr ungünstig.

Das bakteriologische Arbeiten unterscheidet sich in einem Punkte wesentlich von dem der anderen Zweige der Mikroskopie. Wir gebrauchen als wichtigstes Mittel bei unseren Studien Nährflüssigkeiten und Nährböden, auf denen wir unsere Kleinlebewesen zum Wachstum bringen. Die Herstellung dieser Nährböden trennen wir am besten räumlich von allen anderen Arbeiten, denn die Wasserdämpfe, die sich beim Kochen dieser Nährmedien bilden, schaden unserem Instrumentarium. Wir benützen am besten dazu die Küche, wenn ein eigener Raum fehlt. Man braucht durchaus keine Furcht zu hegen, diesen Teil seiner bakteriologischen Arbeiten in der Küche auszuführen. Wir kochen darin ja nur, machen jedoch keine Untersuchungen in dem der Hausfrau anvertrauten Raum. Es besteht also keinerlei Gefahr für das Hauswesen, selbst wenn sich unsere Untersuchungen auf Krankheitserreger beziehen. Viel Platz brauchen wir dabei nicht. Ein kleines Tischchen genügt, auf dem wir ein Filtriergestell aufstellen können. Gekocht wird auf dem Herd. Wie wir das machen, davon soll später die Rede sein.

Zur Erhellung unseres Arbeitsplatzes bei Dunkelheit, namentlich beim Mikroskopieren, können wir, je nachdem wir Gas oder elektrisches Licht zur Verfügung oder keines von beiden haben, also mit Spiritus oder Erdöl auskommen müssen, in verschiedener Weise vor-

man die Tische ebenfalls dauerhaft schwarz färben kann. Man stellt drei Lösungen her: 1. Anilin hydrochloricum 150 Teile, Wasser 1000 Teile; 2. Cupr. chlorat. 12 Teile, Eisessig 30 Teile, Vanad. chlorat. 1 Teil, Wasser 1000 Teile; 3. Kal. bichromic. 30 Teile, Schwefelsäure 10 Teile, Wasser 1000 Teile. Man bestreicht zunächst die Tischplatte dreimal sehr gründlich mit Lösung 1, wobei man jedesmal leicht trocknen läßt. Ist die Platte nach dem drittenmal noch ein wenig feucht, so trägt man Lösung 2 reichlich auf und läßt wiederum leicht trocknen. Hierauf behandelt man — ebenfalls reichlich — mit Lösung 3, und zwar muß die Lösung während des Streichens immer im Sieden sein. Den so entstandenen schwarzen Anstrich läßt man leicht trocknen und beseitigt sodann alle nicht festhaltende Farbe nebst den überschüssigen Salzen mit einer Bürste und unter Gebrauch von viel Wasser. Nachdem die Platte völlig getrocknet ist, bohnt man mit einer Lösung von 200 g Paraffinum solidum (Schmelzpunkt 74 bis 80° C) in 100 g Terpentinöl, indem man sie heiß (Vorsicht!) mit einem Lappen aufträgt und in das Holz einreibt. Ehe das Paraffin völlig fest geworden ist, beseitigt man das nicht Eingedrungene mit einem Holzspachtel und reibt hierauf die Tischplatte mit einem wollenen Lappen glänzend. Die Farbe ist sehr haltbar; wird Xylol (oder eine andere, Paraffin lösende Flüssigkeit) auf die Platte gebracht, so reibt man sie einfach mit einem Lappen ab, sie erhält dadurch den ursprünglichen Glanz wieder.

gehen. Gasglühlicht und Spiritusglühlicht geben genügende Helligkeit; wir werden sogar das Licht oft durch Einlegen einer Mattscheibe in den Objekttisch oder durch Anbringen einer Mattscheibe vor dem Glaszylinder der Lampe ein wenig dämpfen müssen. Elektrische Glühlampen müssen so mattiert sein, daß der glühende Draht beim Mikroskopieren nicht stört. Petroleumlicht reicht für viele Zwecke ebenfalls aus, wenn man in die Öffnung des Objekttisches eine Blauscheibe einsetzt, wodurch das Gesichtsfeld völlig weiß erscheint. An Stelle der Blauscheibe können wir uns auch einer Schusterkugel bedienen. Dies ist ein rundes in jeder Glaswarenhandlung käufliches Glasgefäß, das wir mit einer verdünnten Lösung von Kupfersulfat in destilliertem Wasser füllen. Wir fügen dieser Lösung ein wenig Ammoniak zu und erhalten dadurch eine tiefblaue Flüssigkeit, durch die das Licht unserer Petroleumlampe zu gehen hat, ehe es auf den Mikroskopspiegel fällt. Wir können leicht ausprobieren, wie viel Kupfersulfat, bezw. Ammoniak wir zu nehmen haben, denn erst dann ist die Füllung der Schusterkugel brauchbar, wenn das Gesichtsfeld im Mikroskop rein weiß erscheint. Für mikrophotographische Zwecke haben sich kleine elektrische Bogenlampen verschiedener Konstruktion bewährt. Näheres darüber enthalten die Kataloge der verschiedenen Firmen, auf die hier verwiesen werden muß.

Die Apparatur, die wir in der Küche aufzustellen haben, besteht aus dem Dampfsterilisator und dem Trockensterilisator. Der Bau der Dampfsterilisatoren ist aus Abb. 6 zu ersehen: Ein breiter Metallzylinder enthält in seinem unteren geschlossenen Teil ein Gefäß, in das Wasser kommt. Auf dem Gefäß befindet sich ein Deckel, der eine Reihe von Löchern hat, durch die der Dampf nach oben in den Raum dringen kann, der zum Einstellen der zu sterilisierenden Gefäße dient. Der Zylinder ist zweckmäßig nach außen durch Filz, Asbest oder Linoleum isoliert. Hat der Zylinder einen doppelten Mantel, dessen Innenfläche am oberen Rand die Löcher für den Dampf enthält, so ist die Sterilisierwirkung noch besser, da dann die Dämpfe von oben herab auf die Gefäße strömen. Durch den Deckel des Sterilisators kann ein Thermometer gesteckt werden.

Der Apparat wird vor dem Gebrauch so weit mit kaltem Wasser gefüllt, daß der Innenraum trocken bleibt. Dann werden die zu sterilisierenden Gegenstände (Nährböden in Reagenzgläsern u. a.) in einem oder zwei übereinander gestellten, passenden, verzinkten Drahtkörben hineingestellt, der Deckel daraufgesetzt und der Brenner entzündet. Nach beendeter Sterilisation löscht man die Flamme und wartet

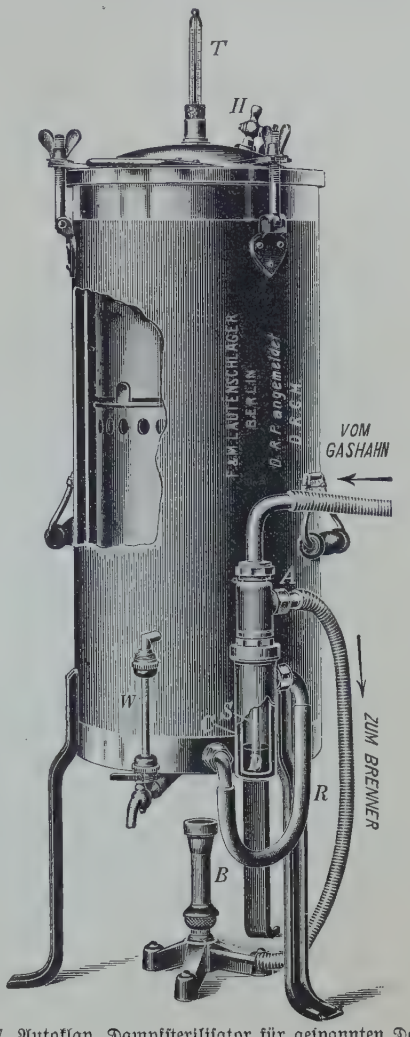


Abb. 7. Autoklav, Dampfsterilisator für gespannten Dampf. (Bezugsquelle: F. u. M. Lautenschläger, Berlin; Preis je nach Größe von ca. M 95.— an.)

noch einige Minuten, bis kein Dampf mehr sichtbar ist, ehe man den Deckel entfernt und die Drahtkörbe herausnimmt. Diese einmalige, eine halbe Stunde oder länger dauernde Sterilisation gibt jedoch keine sichere Gewähr dafür, daß nun wirklich alle Keime und Sporen vernichtet sind. Man muß deshalb (nach Tyndall) an den beiden darauffolgenden Tagen das Verfahren noch zweimal wiederholen. Erst dann hat man die Gewißheit, daß das sterilisierte Material keimfrei ist, denn in den zwischen der dreimaligen Sterilisation liegenden zweimal 24 Stunden konnten etwa vorhandene Sporen zu vegeta-

tiven Formen auskeimen, die bei länger andauernder Siedehitze sicher zu Grunde gehen.

Um die mehrmalige Sterilisation, wie sie mit diesen Apparaten nötig ist, zu vermeiden, wurden verbesserte Vorrichtungen ähnlicher Art, die sog. Autoklaven, gebaut, bei denen durch Überdruck eine schnellere Sterilisation herbeigeführt wird. Sie finden nur in größeren Laboratorien Verwendung. Abb. 7 zeigt einen Autoklaven, mit dem durch Anwendung eines Thermoregulators (s. S. 15)

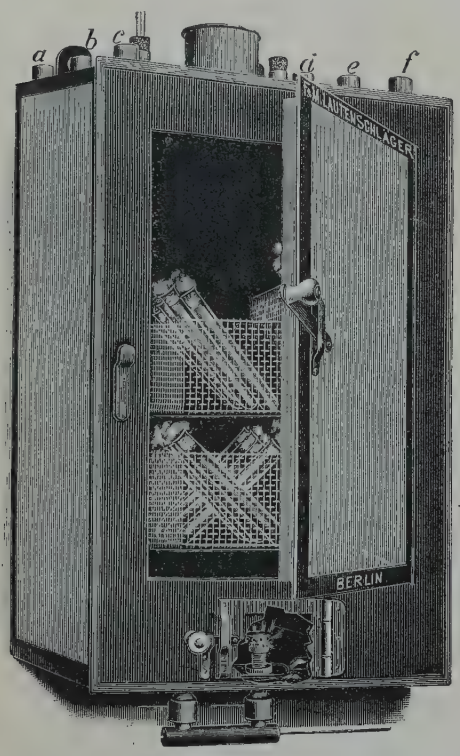


Abb. 8. Heißluftsterilisator für Temperaturen von 150—300°.
(Bezugsquelle: F. u. M. Lautenschläger, Berlin; Preis je nach Größe von ca. M 55.— an.)

ein Überdruck zwischen 0,05 und 0,25 Atmosphäre erreicht werden kann. Der Deckel des Apparats ist mit Flügelschrauben aufgeschraubt und schließt dampfdicht. Aus A strömt das Gas zum Brenner B, nachdem es durch den Thermoregulator gegangen ist. Dieser besteht aus dem Mantel C, dem Gefäß für das Quecksilber D mit dem Steigrohr für das Quecksilber S. Das Rohr R steht mit dem Wasserbehälter des Apparats und dem Regulator in Verbindung. Ist der Apparat in Tätigkeit, so drückt der Dampf auf die Wassersäule im Rohr R und dadurch auf das Quecksilber, das in die Höhe steigt und teilweise die Öffnung für die Gaszufuhr verschließt, so daß weniger Gas zuströmt und die Flamme entsprechend kleiner wird. W ist das Wasserstandsrohr, H der Lufthahn und T das Thermometer. Autoklaven, die mit Dampf von noch höherer Spannung arbeiten, sind bedeutend kräftiger gebaut und mit Manometerregulatoren versehen. Sie lassen einen Überdruck bis zu 2 Atmosphären zu und werden da gebraucht, wo die Abtötung sehr widerstandsfähiger Sporen in der üblichen kurzen Sterilisationszeit ($^1/_2$—1 Stunde) gewünscht wird.

Die fraktionierte Sterilisation nach Tyndall, wie sie oben schon (S. 15) beschrieben wurde, wird bei solchen Nährböden, die durch Siedehitze Einbuße erleiden, immer angewandt. Blutserum z. B. gerinnt mindestens schon bei 75 Grad. Bei Sterilisation von Blutserum ist auf die Temperatur im Dampftopf besonders genau zu achten, sie darf 65 Grad nicht viel überschreiten. Diese Temperatur läßt man 1 Stunde einwirken, dabei gehen die vegetativen Formen der Bakterien zugrunde. Am andern Tag und an den drei darauf folgenden Tagen wird das angegebene Verfahren wiederholt. Um das Auskeimen aller vorhandenen Sporen sicher zu erreichen, ist es zweckmäßig, das zu sterilisierende Material während der jeweils zwischen zwei Sterilisationen liegenden 24 Stunden in genügender Wärme, bei 25—30 Grad, aufzubewahren.

In manchen Fällen muß das Nährmaterial im Wasserbad erwärmt werden, wenn die Erwärmung gleichmäßig stattfinden soll. Heim hat hierzu einen Apparat angegeben, der aus einem zylindrischen Topf, einem Einsatzgefäß, das die Röhrchen mit Nährboden aufnimmt und einem über dieses Einsatzgefäß zu stülpenden Zylinder besteht, der an seinem oberen Rande mit einem dem Kochtopf aufliegenden 4—5 cm breiten Rand und einem Deckel versehen ist. Der Zylinderrand hat zwei Hülsen für Thermometer und Thermoregulator. Der Kochtopf wird zur Hälfte mit Wasser von der gewünschten Temperatur gefüllt, das durch die unten am Überstülpzylinder und Einsatzgefäß befindlichen Lochreihen zu den Nährbodengläschen gelangt und durch Flamme und Thermoregulator auf gleicher Höhe gehalten wird.

Benötigen wir den Dampfsterilisator nicht allzu häufig, so können wir zum Keimfreimachen der Nährböden einen gewöhnlichen Waschkochtopf von 40 cm Durchmesser und etwa 50 cm Höhe verwenden. Wir schließen ihn mit dem dazugehörigen Deckel, den wir mit einem Gewichtsstück beschweren. Ein Thermometer ist nicht unbedingt notwendig, da der ausströmende

Dampf die Siedehitze anzeigt. Da die Gefäße mit dem zu sterilisierenden Inhalt nicht auf den Boden des Waschtopfes gestellt werden dürfen, so benützen wir als Unterlage irgendeinen Metallsteg, z. B. einen eisernen niederen Dreifuß oder das Untergestell eines Plätteisens. Jedenfalls muß die Sterilisation zweimal an zwei aufeinanderfolgenden Tagen wiederholt werden.

Die Heißluftsterilisatoren (Abb. 8) sind Schränke mit doppelter Wand. Im unteren Teil des Wandzwischenraumes ist eine Gasröhre rings herumgeführt, an der zahlreiche Löcher angebracht sind. Die Gasröhre hat nach vorne ihre Fortsetzung zum Gasanschluß, bezw. zum Gashahnen. Wird letzterer geöffnet, so kann das durch die Löcher der Röhre im Innern des Heißluftsterilisators strömende Gas entzündet werden. Die heiße Luft steigt im Wandzwischenraum herauf und dringt durch Löcher in den Schrankinnenraum, in dem die zu sterilisierenden Gefäße sich befinden. Ein durch die Wand des Schrankes geführtes Thermometer zeigt jeweils die Temperatur an. Diese muß zur Erzielung völliger Keimfreiheit mindestens $^1/_2$ Stunde lang auf 160 Grad gehalten werden; höhere Hitzegrade sind insofern von Nachteil, als die Wattepfropfen auf Reagenzgläsern und Kolben stark gebräunt und pulverig werden. Minderwertige Glaswaren werden bei starker, trockener Hitze rissig und undurchsichtig.

Die Bratröhre eines Herdes kann ebenfalls als Heißluftsterilisator benützt werden.

Sehr viele Bakterien bedürfen zum Wachstum einer Temperatur von 37° C. Andere gedeihen am besten bei 22° C. Um diese Temperaturen konstant zu halten, bedient man sich in den bakteriologischen Laboratorien der Brutschränke, doppelwandiger, fast immer in Kupfer gearbeiteter Kästen, deren Wandzwischenraum mit destilliertem Wasser gefüllt wird. In Abb. 9 ist ein solcher Brutschrank für Gasheizung dargestellt. Die äußere Wandung ist mit Filz und Linoleum isoliert, die untere mit Asbest. Ein Thermometer zeigt die Temperatur des Wassers an, ein anderes ragt in den Innenraum des Kastens hinein. Unter dem Brutschrank befindet sich ein Bunsenbrenner, der das Wasser in der Hohlwandung warm hält. Man

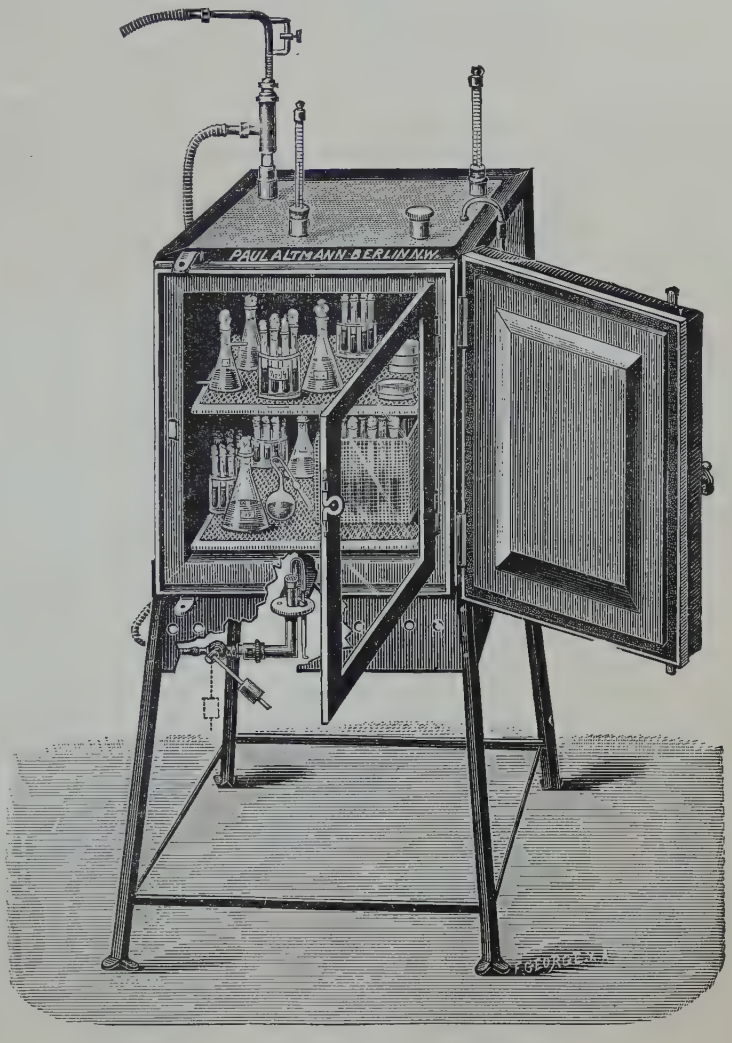


Abb. 9. Brutschrank (Thermostat) mit Gasheizung.
(Bezugsquelle; P. Altmann, Berlin; Preis je nach Ausführung und Größe des Arbeitsraumes M 65 bis 160)

verwendet dazu, da der Brutschrank auch des Nachts in Tätigkeit sein soll, am besten den in Abb. 10 dargestellten Sicherheitsbrenner, dessen Konstruktion wir Robert Koch verdanken. Dieser Brenner hat eine Feder aus Stahl und Messing, die in die Flamme ragt, und sich in Form eines längeren Stabs fortsetzt. Erwärmt sich die Feder in der Gas-

flamme, so hält die Verlängerung den Gashahn, der hebelartig ausgebildet ist, offen. Erlischt die Flamme jedoch zufällig durch Wind-

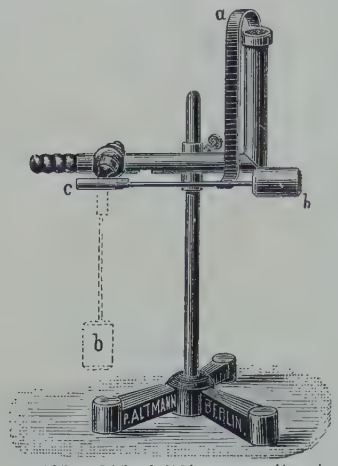


Abb. 10. Kochscher Sicherheitsbrenner mit automatischer Regelung der Gaszufuhr; auf Stativ.
(Bezugsquelle: P. Altmann, Leipzig; Preis M 12.50.)

zug oder eine sonstige Ursache, so zieht sich die Feder und damit die Verlängerung zurück, der hebelartige Gashahn hat keinen Halt mehr und schließt sich automatisch.

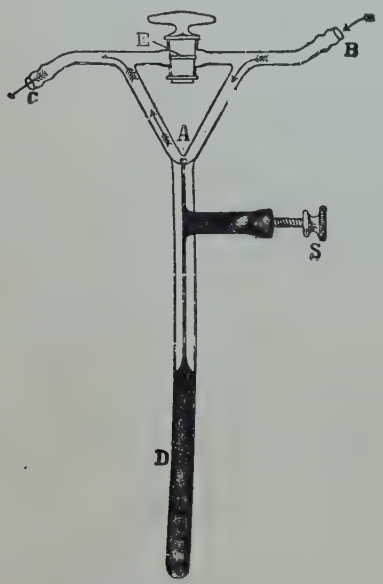


Abb. 11. Einfacher Thermoregulator.
(Bezugsquelle: P. Altmann; Preis M 9.–)

Die Temperatur des Wassers und somit auch die Innentemperatur des Schrankes wird reguliert durch einen überaus fein erdachten Apparat, den Thermoregulator. Die in Abb. 11 dargestellte Konstruktion ist in Glas ausgeführt; die Glasröhre D enthält in ihrer unteren Hälfte ein größeres Quantum Quecksilber. Dieser Teil des Regulators ragt in das Wasser, das sich im Wandzwischenraum des Brutschrankes befindet, hinein. Wird das Wasser erwärmt, so dehnt sich das Quecksilber aus. Dadurch wird das Glasrohr B A C bei A allmählich verschlossen. Durch dieses Glasrohr strömt das Gas zum Brenner. Infolgedessen wird die Flamme des Brenners kleiner, dem Wasser wird nicht mehr so viel Wärme

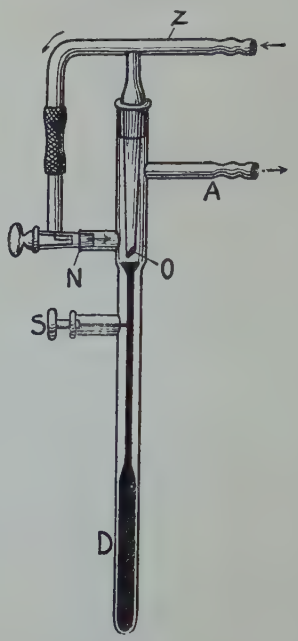


Abb. 12. Reichertscher Thermoregulator.
(Bezugsquelle: C. Reichert, Wien; Preis M 9.—)

zugeführt, und die Innentemperatur des Brutschranks sinkt. Das Quecksilber zieht sich infolgedessen zusammen und gibt die Gaseinstromöffnung frei, sodaß die Gasflamme wieder größer wird. Durch dieses Wechselspiel läßt sich die Wärmezufuhr so regeln, daß die Temperatur im Brutschrank konstant bleibt. Auch kann der Regulator durch die Schraube S so eingestellt werden, daß die Gaszufuhr durch das Glasrohr geschlossen wird, wenn im Brutschrank eine Temperatur von 37 Grad herrscht. Durch die verschieden einstellbare Hahnöffnung E strömt dann noch gerade soviel Gas in den Brenner, daß die Flamme nicht erlischt. Selbstverständlich lassen sich diese Regulatoren auch auf jede andere Temperatur einstellen, z. B. auf 22° für solche Bakterienzuchten, die bei dieser Temperatur am besten gedeihen.

Ein Regulator, der für Wärmegrade von 30—150 zu gebrauchen ist, ist der in Abb. 12

wiedergegebene Reichertsche Quecksilberregulator. Der untere Teil D mit der Hebeschraube S ist der Behälter für das Quecksilber; das Gasgefäß darüber ist mit einem eingeschliffenen Gaszuführungsrohr Z und dem Gasabführungsrohr A versehen. Ist nach Anheizung des Brutapparats die gewünschte Temperatur erreicht, so wird die Hebeschraube S gehoben oder gesenkt, bis das Quecksilber die Öffnung O des Gaszuführungsrohrs Z berührt. Somit

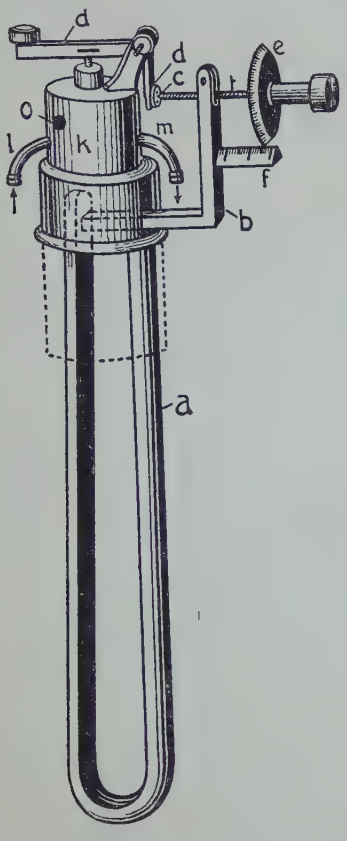


Abb. 13. Thermoregulator mit Präzisionseinstellung. (Bezugsquelle: P. Altmann, Berlin; Preis M 60.—)

ist dem Gas der Weg durch die große Öffnung mehr oder weniger verlegt, und wenn diese ganz geschlossen ist, kann das Gas nur noch durch das Notloch n zum Brenner gelangen.

Vielfach ist es erforderlich, die Temperatur in Brutschränken auf Gradbruchteile konstant zu erhalten. In solchem Fall versagen die beschriebenen Regulatoren. Man verwendet dann den in Abb. 13 dargestellten Präzisionsregulator, der vollständig aus Metall gearbeitet ist. Mit ihm läßt sich die Temperatur auf $^1/_{10}{}^0$ genau einstellen und konstant erhalten. Dieser Regulator besteht vornehmlich aus dem U-förmig gebogenen Metallstreifen a, der in den zu regulierenden Raum eingefügt wird (bei den gebräuchlichen Brutschränken in den

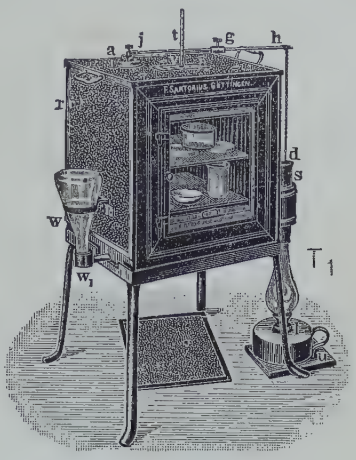


Abb. 14. Kleiner Brutschrank mit Petroleumheizung. (Bezugsquelle: F. Sartorius, Göttingen; Preis M 55.—)

Wasserraum). Dieser Metallstreifen dehnt sich je nach der Temperaturdifferenz verschieden aus und überträgt diese Bewegung auf den Hebel-

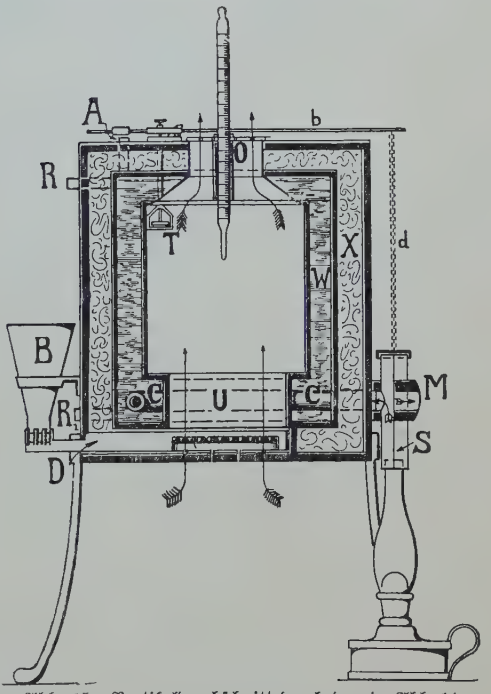


Abb. 15. Vertikaldurchschnitt durch den in Abb. 14 dargestellten kleinen Brutschrank.

arm b, an dem eine zugespitzte Schraube c befestigt ist. Durch die verschiedenartige Ausdehnung des Hebels b drückt diese Schraube,

deren Länge beliebig einstellbar ist, gegen das Gaszufuhrventil d, um es zu öffnen oder zu schließen, je nach der beabsichtigten Temperatur. Das Gas strömt durch die Röhre l in die Gaskammer k ein, passiert ein darin befindliches Ventil und tritt durch das Rohr m in den Brenner ein. Durch die vorher beschriebene Hebelvorrichtung reguliert sich dann die notwendige Gas- resp. Wärmezufuhr automatisch. Auf dem Schraubenkopf bei e befindet sich eine feine Teilung, die in Verbindung mit der Millimeterteilung des linealförmigen Aufsatzstückes f eine ganz genaue mikrometrische Präzisionseinstellung gestattet, so daß es möglich ist, durch diese registrierende Vorrichtung beliebige verschiedene Temperaturen zu

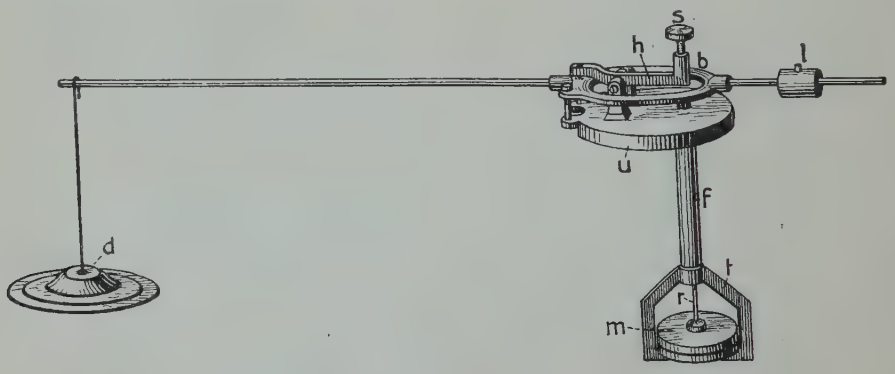


Abb. 16. Reguliervorrichtung des in Abb. 14 dargestellten kleinen Brutschranks.

fixieren. Bei o befindet sich eine kleine Schraube, die dazu dient, die sogenannte Notflamme einzustellen, die immer brennen bleibt, auch wenn das durch a regulierbare Gaszufuhrventil geschlossen wird.

Haben wir in unserm Arbeitsraum kein Gas zur Verfügung, so empfiehlt sich die Verwendung eines Brutschrankes für Petroleumheizung. Abb. 14 zeigt einen einfachen Apparat dieser Art, wie er von mehreren Firmen in verschiedenen Größen gebaut wird. Im Katalog von F. Sartorius in Göttingen wird seine Einrichtung folgendermaßen beschrieben:

Der innere Raum des Apparats ist die Wärmekammer, deren Form leicht aus der beistehenden Zeichnung (Abb. 15) zu erkennen ist. Sie kann sowohl im Ganzen als auch in mehreren Abteilungen benutzt werden. Diese Abteilungen werden durch siebartig durchlöcherte Bleche gebildet, die sich horizontal in Zwischenräumen übereinander in einem Gestelle befinden, das leicht in die Wärmekammer eingeschoben werden kann. An der Vorderseite der Kammer befindet sich eine Tür von 10—12 mm dickem Glase in einem mit Filztuch belegten Rahmen, wodurch ein hermetischer Verschluß hergestellt und die Wärme gut isoliert ist. Wird auf Beleuchtung des Innenraumes verzichtet, so wird ein Schirm von Filz vor die Tür gesetzt, der mit Wachstuch überkleidet ist. Dieser Schirm liegt auf Abb. 14 zwischen den Füßen des Apparats.

Im übrigen ist die Kammer vollständig von dem Wasserraum W (Abb. 15) umgeben, dessen Wandungen ca. $2^1/_2$ cm Abstand von einander haben und von denen die innere aus Wellblech besteht, um eine möglichst große Heizfläche zu bieten. Die Füllung dieses Wasserraumes geschieht durch das in der oberen Bekleidung des Apparats steckende Röhrchen a mit destilliertem oder Regenwasser, das aus der Öffnung r (an der Seitenwand) auszufließen anfängt, sobald der Raum vollständig gefüllt ist. Vor dem Füllen wird das Wasser auf eine etwa 10° höhere Temperatur gebracht als diejenige ist, die die Wärmekammer haben soll. Dadurch wird die letztere von vornherein nahezu erreicht. Durch das mit einem Korkstopfen verschließbare Röhrchen r^1 (unten an der Seitenwand) kann der Wasserraum entleert werden.

Der den beschriebenen Wasserbehälter umschließende Raum X ist mit einer etwa 5 cm dicken Korkschicht als Isoliermaterial ausgefüllt. Diese Schicht nimmt an ihrer inneren Wandung die Temperatur des inneren Wassermantels an und behält sie bei. Dadurch werden Strömungen in der Flüssigkeit verhindert, die sonst durch Abkühlung der Wandungen eintreten müßten. Außerdem bewirkt diese Isolierung einen sparsamen Verbrauch an Heizmaterial. Ist der Apparat einmal auf die gewünschte Temperatur gebracht, so können die geringen Strömungen in der Flüssigkeit, die von der am Boden des Wasserbades befindlichen Lufthei-

zung herrühren, nicht in Betracht kommen, da sie sich sofort ausgleichen.

Die Heizvorrichtung besteht aus einem den Wasserraum an seinem unteren Boden durchziehenden langen U-förmig gekrümmten Rohre C C, an dessen beiden offenen Enden der Blechkasten M mittels zweier Rohransätze befestigt ist. Auf diesem Kasten, der mit einer starken Kieselgurschicht gefüllt ist, ist der blecherne Schornstein S S senkrecht befestigt, unter dem die als Heizflamme benutzte Petroleumlampe mit ihrem oberen Zylinderrande aufgestellt wird.

Zur Regulierung der Temperatur im Ofeninnern dient eine eigentümlich gebaute Regulievorrichtung, die in Abb. 16 gesondert dargestellt ist. Die Regulierungsschraube u und alles, was darüber steht, befindet sich oben auf dem Wärmekasten. Die Membran m und der Membranhalter t sind im Wärmeraum gelagert; sie werden durch das Verbindungsrohr f mit der Regulierungsscheibe u verbunden. Der Regulierungsstift r, der mit seinem einen Ende unter die Regulierungsschraube s reicht, bewirkt beim Ausdehnen oder Zusammenziehen der Membran (was geschieht, wenn die Temperatur im Wärmekasten steigt oder fällt) die Übertragung auf die Regulierungsschraube s. Diese Schraube wirkt durch den Übertragungshebel h auf den Regulierungshebel b. Ersterer ist zwischen zwei Schrauben, letzterer auf zwei Stiften, die sich in der Regulierungsschraube u befinden, gelagert. Der Druckpunkt des Hebels h und die Lagerungspunkte des Hebels b sind nur durch einen sehr geringen Zwischenraum von einander getrennt, sodaß die kleinste Bewegung der Membran durch den Übertragungshebel eine ganz außerordentliche Bewegung des Regulierungshebels hervorruft, durch die dann der Schornsteindeckel gehoben oder gesenkt wird, sodaß die heiße Luft entweder in die Luft oder in den Apparat eintritt.

Ist Wasser durch das Röhrchen a in den Wasserraum eingefüllt, die Regulierung nach Abb. 16 montiert, die Lampe angezündet und die Temperatur im Wärmekasten auf die gewünschte Höhe gebracht, so beginnt das genaue Einstellen der Regulierung. Zeigt das Thermometer in der Schieblade z. B. 38° und der Schornsteindeckel berührt noch immer den Schornstein des Vorbaues, so ist an der Regulierungsschraube r ein klein wenig von rechts nach links zu drehen, sodaß der Schornsteindeckel den Schornstein schwebend berührt; der Wärmekasten wird sich dann nach kurzer Zeit auf $38^1/_2$ bis 39° einregulieren. Sollte der Deckel aber bereits schweben, ehe 38° erreicht

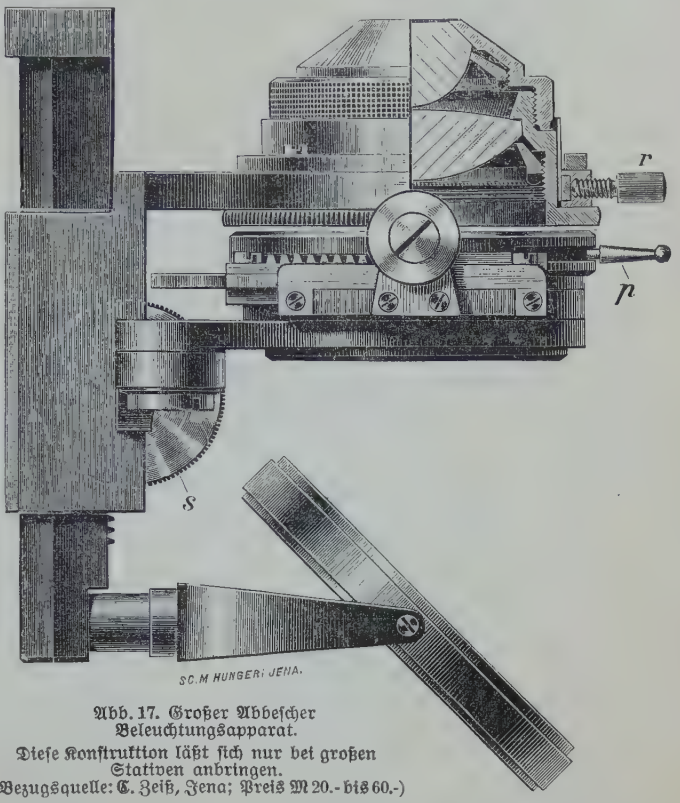


Abb. 17. Großer Abbescher Beleuchtungsapparat.
Diese Konstruktion läßt sich nur bei großen Stativen anbringen.
(Bezugsquelle: C. Zeiß, Jena; Preis M 20.- bis 60.-)

sind, und den Schornstein nicht mehr berühren, so ist an der Regulierungsschraube r von links nach rechts zu drehen, sodaß sich der Schornsteindeckel schwebend auf den Schornstein auflegt. An dem Laufgewicht ist nur in dem Falle etwas zu ändern, wenn die Seite des Laufgewichts schwerer ist, als die Seite des Hebels b, an welcher der Schornsteindeckel hängt, letzterer würde dann den Schornstein nicht berühren können. Der Hebel b soll so ausreguliert sein, daß ein ganz klein wenig Übergewicht nach dem Schornsteindeckel vorhanden ist, doch darf dieses Übergewicht nicht so groß sein, daß die Übertragung der Membran dadurch gehemmt wird. Je nachdem, mit welcher Temperatur gearbeitet werden soll, muß die Regulierung so eingestellt

werden, daß, wenn die gewünschte Temperatur im Wärmeraum durch das Thermometer angezeigt wird, der Deckel sich leicht schwebend auf den Schornstein auflegen muß.



Abb. 18. Okularzählscheibe nach Heim.
(Bezugsquelle: E. Leitz, Wetzlar; Preis M 5.—)

Die Wärmeleitung ist folgende: die Lampenwärme wird seitwärts durch das Rohr CC geleitet; dadurch wird die Temperatur des umgebenden Wassers erhöht. Bei Erhöhung der Temperatur hebt sich der Deckel, und die heiße Luft entweicht durch den Schornstein.

Dem Apparate sind mehrere Büchsen beigegeben, die sich leicht auswechseln lassen, jede gestattet eine Temperaturregulierung im Umfange von je 10° C., von 20—30°, von 30—40° usw. Die höchste Temperatur, für die der Apparat bis jetzt eingerichtet ist, beträgt 70° C. Die Temperaturen von 60—70° lassen sich jedoch nicht durch Petroleumheizung erreichen; werden sie gewünscht, so muß Gasheizung zur Anwendung kommen.

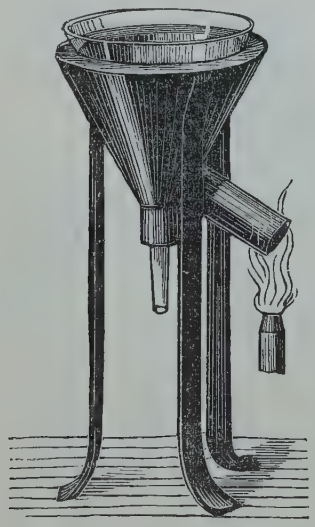


Abb. 19. Heißwasser-Filtriertrichter.
(Bezugsquelle: P. Altmann, Berlin; Preis je nach Ausführung M 3.25 bis 10.75)

Von kleineren Apparaten, die zu bakteriologischen Zwecken dienen, sind noch folgende zu erwähnen:

Ein Kreuztisch für das Mikroskop ist insofern bei bakteriologischen Arbeiten sehr praktisch, als mit ihm die einwandfreie Fixierung einer Objektstelle möglich ist, was bei den winzigen Organismen, beispielsweise bei spärlichem Tuberkelbazillenfund in Sputum von großem Wert ist. Durch die Noniusteilung, die auf beiden, senkrecht zueinander stehenden Schlitten sich befindet, kann die beobachtete Stelle leicht wieder gefunden werden, auch wenn das Präparat vom Objekttisch zur Aufbewahrung weggenommen wurde.

Heizbare Objekttische und Mikroskopbrutschränke sind entbehrlich; sie sollen aber der Vollständigkeit halber erwähnt sein. Man kann sie dann benützen, wenn sich auf dem Objektträger lebendes Bakterienmaterial befindet, das längere Zeit beobachtet werden soll. Manchmal

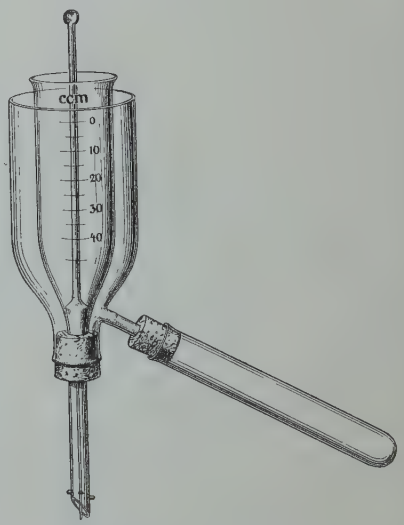


Abb. 20. Heißwasser-Filtriertrichter nach Reitz.
(Bezugsquelle: A. Deckert, Stuttgart; Preis M 5.—)

genügt ein einfacher Metalltisch mit eingesetztem Thermometer, der von unten mittels zweier kleiner Flammen erwärmt wird. Besser bewährt haben sich die Objekttische, die innen hohl sind und Ansatzstellen für zuströmendes warmes Wasser haben. Auch bei ihnen ist als wichtige Ergänzung ein Thermometer angebracht. Objekttische, die durch den elektrischen Strom heizbar sind, finden neuerdings häufig Verwendung.

Über Mikroskope und die zugehörigen Nebenapparate wird ein anderer Teil des „Handbuchs der mikroskopischen Technik" eingehend berichten. Ich gebe daher an dieser Stelle nur einige kurze Hinweise, was von einem Mikroskop, das bakteriologischen Zwecken dienen soll, verlangt werden muß. Am unteren Teil des Stativs soll eine Kippvorrichtung angebracht sein, mittels deren der Tubus bis zu einem Winkel von 90° geneigt werden kann. Diese Einrichtung wird beim Mikrophotogra-

phieren häufig benützt; auch beim Durchmustern der Präparate ist die Schräglage des Tubus für den Arbeitenden sehr bequem. Außer der Makrometerschraube, die das Auf- und Abbewegen des Tubus am Oberteil des Stativs gestattet, muß eine besonders fein gearbeitete Mikrometerschraube vorhanden sein, die Verschiebungen bis zu 0,001 mm ermöglicht.

Auf dem Objekttisch soll eine gewöhnliche Kulturschale bequem Platz finden können, so daß sie (durch Hin- und Herrücken mit der Hand) in allen Teilen bei schwacher Vergrößerung durchmustert werden kann. Die runden, durch seitlich angebrachte Schrauben verschiebbaren Tische sind besonders praktisch, weil das Verschieben des Objektträgers mit der Hand oft nicht ganz leicht ist. Wenn also das Objekt

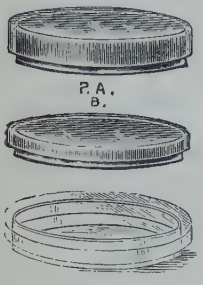


Abb. 21.
Petrische Doppelschalen.

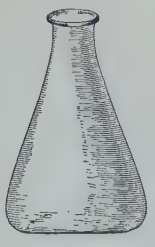


Abb. 22.
Erlenmeyerscher Kolben.

eingestellt ist, so wird es mittels der Objektträgerklemme fixiert und kann dann mit dem Tisch leicht hin- und herbewegt werden.

Ein Beleuchtungsapparat ist bei bakteriologischen Arbeiten nicht zu entbehren. Am geeignetsten ist der große Abbesche Beleuchtungsapparat (Abb. 17), der aus Spiegel, Irisblende und Kondensor besteht. Der Kondensor ist aus einer bikonvexen und einer halbkugeligen Linse (oder mehreren) zusammengesetzt, deren Brennpunkt für parallele Strahlen sehr nahe der Objektebene liegt, wodurch ein Strahlenkegel von sehr großem Öffnungswinkel (der Winkel, den die Randstrahlen mit dem Brennpunkt der Linse als Scheitel bilden) in das Objektiv gelangt. Die runde Spiegelfassung trägt zwei verschiedene Spiegel und ist deshalb drehbar eingerichtet. In der Regel wird der Planspiegel benützt, denn die meisten Strahlen werden dann in dem Objekt vereinigt, wenn sie parallel die Kondensorlinsen treffen. Dies ist bei Verwendung des Hohlspiegels nicht der Fall, er wird nur bei naher, künstlicher Lichtquelle und bei Anwendung schwacher Vergrößerung benützt.[4])

[4]) Bei naher künstlicher Beleuchtung muß der Beleuchtungsapparat etwas gesenkt werden, um die möglichste Helligkeit zu erzielen. Ausprobieren!

Neben der unentbehrlichen Ölimmersion braucht der Bakteriologe noch ein schwaches Objektiv zur Durchmusterung von Plattenkulturen. Um auch die Abimpfung von Kolonien

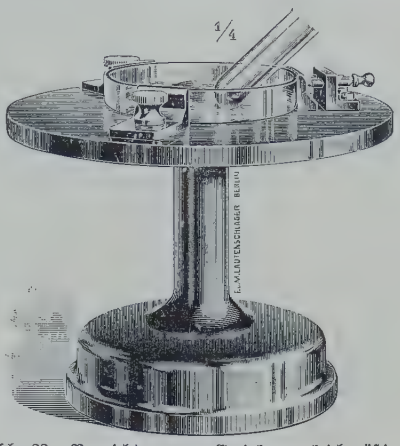


Abb. 23. Vorrichtung zur Erzielung gleichmäßiger Ausstriche auf Petrischalen.
(Bezugsquelle: F. u. M. Lautenschläger, Berlin.)

unter dem Mikroskop bequem vornehmen zu können, wählt man am besten ein System, bei dem der Abstand zwischen Objekt und Vorderlinse groß genug ist, um mit der Platinnadel bequem hantieren zu können. Wünschenswert



Abb. 24.
Drigalskispatel.
(Bezugsquelle: P. Altmann, Berlin; Preis 20 Pf.)

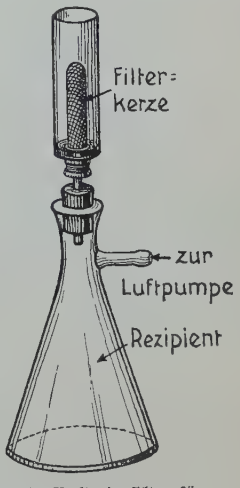


Abb. 25. Bakterienfilter für kleine Flüssigkeitsmengen.
(Bezugsquelle: P. Altmann, Berlin; Preis je nach Größe M 4.— bis 5.—)

ist weiterhin ein mittelstarkes Trockensystem. Benützt man die Trockensysteme mit dem Beleuchtungsapparat (der ja abnehmbar ist), so muß

man die Irisblende stets mehr oder weniger schließen, um ein scharfes Bild zu erzielen.

Bei der Auswahl der Okulare ist zu beachten, daß das Okular nur das vom Objektiv gelieferte Bild vergrößert. Es bringt also — so stark es auch ist — nie neue Einzelheiten in das Bild hinein, sondern zerrt es gewissermaßen nur auseinander. Es liefert eine sog. „leere Vergrößerung", die um so dunkler wird,

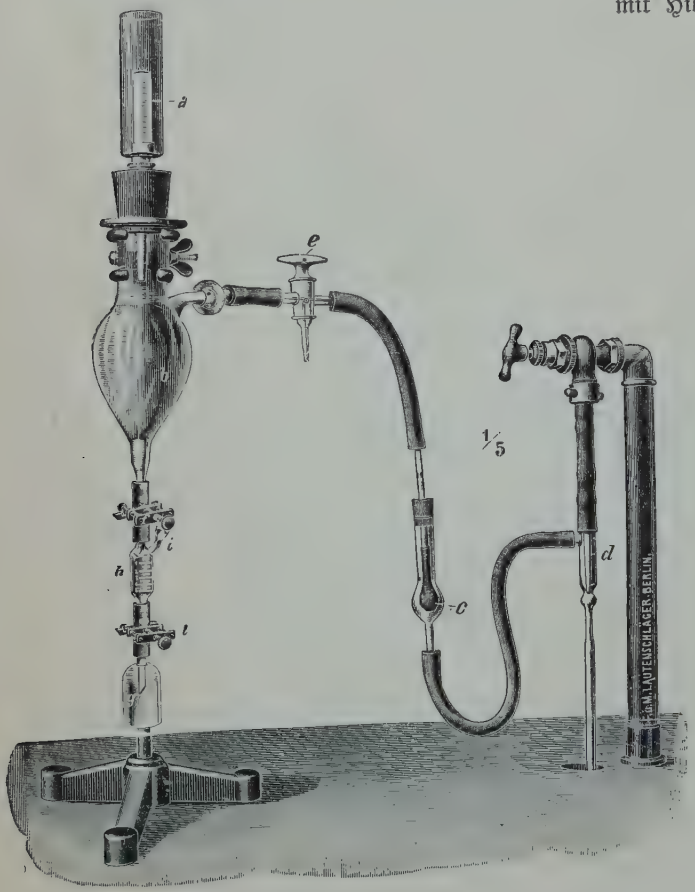


Abb. 26. Filtrier- und Abfüllapparat nach Uhlenhuth-Weidanz. (Bezugsquelle: P. Altmann, Berlin; Preis des vollständigen Apparates mit Stativ und Wasserstrahlpumpe M 28.—, des Filtrierapparats allein M 15.—)

je stärker die Okularvergrößerung ist. Kaiser behauptet sogar in seinem vortrefflichen Werke über „Die Technik des modernen Mikroskops" (1906, Wien, S. 123): „Eine Steigerung der Vergrößerung durch Okulare vermehrt bloß die Formenerkennbarkeit; ohne gleichzeitige Steigerung der Apertur vermag sie eher der Schärfe des Bildes zu schaden." Starke Okulare (Nr. 4—5) verwendet man daher nur zum Zählen oder Messen; zum Beobachten schwache und mittelstarke Okulare (Nr. 1—3).

Zur Auszählung der Kolonien auf dicht bewachsenen Platten hat L. Heim durch die Firma E. Leitz eine sog. Zählscheibe mit dem Okular fest verbinden lassen. Die Fassung der oberen Okularlinse ist ausziehbar, so daß die Einteilung der Okularzählscheibe (Abb. 18) für jedes Auge scharf eingestellt werden kann. Die Größe des für die Auszählung gewählten Kreises bei der angewendeten Linsenkombination wird mit Hilfe des Objektmikrometers ermittelt.

Zum Filtrieren der Nährböden benützen wir Heißwassertrichter (Abb. 19), d. s. Glastrichter, die in einer doppelwandigen Umhüllung aus Blech sitzen. In den Raum zwischen den beiden Wandungen wird Wasser eingefüllt. Die Blechhülle hat einen seitlichen Fortsatz, unter den wir einen Brenner stellen, der zur Erwärmung des Wassers dient. Zum Durchfiltrieren des Agars bei der Agarbereitung kann man auch den Agar flüssig machen, ihn in einen Trichter mit Wattefilter gießen, diesen auf einen Kolben setzen und das ganze in den Dampftopf stellen. Diese Art der Filtration hat den Vorteil, daß die Arbeit rasch vonstatten geht; der Nährboden nimmt jedoch im Dampftopf ziemlich viel Wasser auf, wodurch seine Zusammensetzung und seine Erstarrungsfähigkeit ungünstig beeinflußt werden. Die Filtration durch den Heißwassertrichter ist deshalb auch für Agar vorzuziehen. Der Trichter wird mit Wattefilter belegt.

Der fertige Nährboden wird in genau abgemessenen Mengen in sterilisierte Reagenzgläschen eingefüllt. Abgemessen wird das flüssige Nährmaterial in kleinen, oben mit Watte verschließbaren, mit Teilung versehenen Trichtern. Verfasser verwendet dazu einen Trichter, wie er in Abb. 20 wiedergegeben ist.

Außer in Reagenzgläschen können wir aber auch die Nährböden in kleine Glasschalen, sog. Petrischalen (Abb. 21) überführen, die neben einigen Erlenmeyer'schen Kolben von 100 und 300 ccm Inhalt (Abb. 22) wichtige Bestandteile unserer Laboratoriumsausrüstung sind. Für Massenkulturen verwendet man sehr große Petrischalen.

Um gleichmäßige Ausstriche vom Untersuchungsmaterial auf Agar oder Gelatine in

Petrischalen zu machen, konstruierte M. Neißer eine Vorrichtung (Abb. 23), die einen mit der Hand in schnelle Rotation versetzbaren Tisch darstellt. Das Untersuchungsmaterial wird in dünner Schicht an einen Drigalskispatel gebracht und dieser leicht auf die Nährbodenfläche gedrückt, während man den Tisch mit der durch Schrauben fixierten Platte dreht. Der Drigalskispatel (Abb. 24) ist ein Glasstab, dessen Ende zweimal rechtwinklig, aber ungleichmäßig gebogen ist, so daß, wenn der Spatel auf dem Tisch liegt, der eine längere Schenkel auf dem Tische ruht, also in derselben Ebene, wie die Handhabe liegt, der kürzere dagegen senkrecht zu dieser Ebene steht.

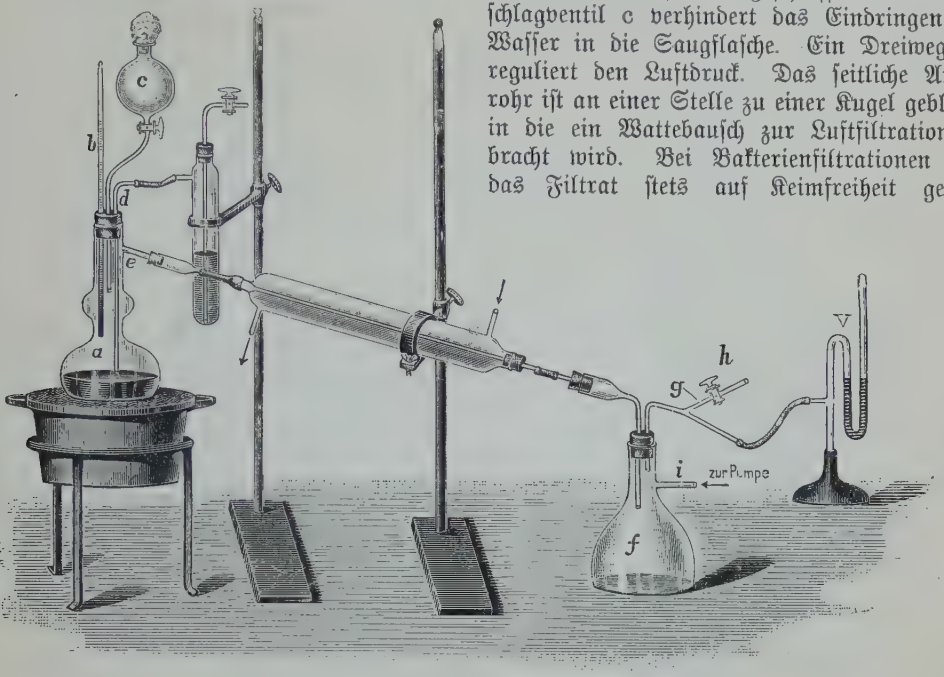


Abb. 27. Vakuum-Destillierapparat nach Proskauer.
(Bezugsquelle: P. Altmann, Berlin; Preis samt allem Zubehör M 60.—)

Um die durch Bakterien erzeugten Stoffveränderungen in einer flüssigen Kultur zu untersuchen, haben wir die letztere von den Bakterien zu befreien. Das geschieht am besten durch Filtration. Da die Bakterien jedoch sehr klein sind, so ist eine solche Filtration nur mittels besonderer Filter möglich. Die Bakterienfilter (Abb. 25) bestehen aus zwei Teilen, einer porösen, aus Bisquitporzellan, aus Infusorienerde oder aus gebranntem Kaolin hergestellten Filterkerze und einem Rezipienten, der die filtrierte Flüssigkeit aufzunehmen hat. Der Rezipient muß so beschaffen sein, daß keine Bakterien von außen zu ihm gelangen können. Man kann entweder die Bakterienflüssigkeit unter Druck durch das Filter schicken oder den Rezipienten teilweise evakuieren.

Eine größere Filtriervorrichtung ist die von Uhlenhuth und Weidanz (Abb. 26), bei der als Filter eine Berkefeldkerze a benützt wird. Die Filterkerze ist mit der Saugflasche b verbunden, deren unteres Ende zu einer graduierten Glasröhre ausgezogen ist. Die Saugflasche wird durch das seitliche Ansatzrohr an die Wasserstrahlpumpe d angeschlossen. Ein Rückschlagventil c verhindert das Eindringen von Wasser in die Saugflasche. Ein Dreiweghahn reguliert den Luftdruck. Das seitliche Ansatzrohr ist an einer Stelle zu einer Kugel geblasen, in die ein Wattebausch zur Luftfiltration gebracht wird. Bei Bakterienfiltrationen muß das Filtrat stets auf Keimfreiheit geprüft werden, da in den Filterkerzen bisweilen kleine Sprünge sind, die Bakterien durchlassen. Bei langandauernder Filtration, z. B. bei den Filterkerzen für Wasser im Hausgebrauch, wachsen die Bakterien durch das Filter hindurch.

Um die von den Bakterien befreiten Flüssigkeitsmengen einzuengen, d. h. um die Stoffwechselprodukte der Bakterien konzentriert zu erhalten, darf man die Flüssigkeiten nicht ohne weiteres eindampfen, da die Stoffe bei den zu diesem Zwecke notwendigen höheren Temperaturen Zersetzungen erleiden würden. Man wendet deshalb Vakuumdestillierapparate an. Ein sehr brauchbarer Typ dieser Apparate ist von Proskauer angegeben worden. Abb. 27 stellt den Proskauerschen Apparat dar. Die Form und der ganze Prozeß

ist der bei den organisch-chemischen Untersuchungen übliche, ergänzt durch einige Vorrichtungen, welche die sterile Arbeitsweise erforderte. Der Kolben a, in den die einzuengende Flüssigkeit kommt, steht auf einem Wasserbad. Durch den den Kolben verschließenden Gummistopfen werden ein Thermometer b und ein Tropftrichter c gesteckt, der das allmähliche Zufließenlassen der Flüssigkeit ermöglicht; ferner wird ein Zuführungsrohr d für Luft, die zuerst eine Vorlage mit konzentrierter Schwefelsäure zu passieren hat, durch den Pfropfen geführt. Die entweichenden Dämpfe werden in dem an dem Ansatzrohr e angeschlossenen Kühler verdichtet

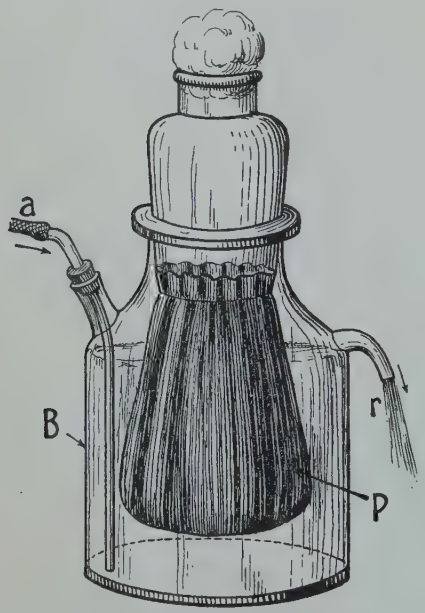


Abb. 28. Dialysator nach Proskauer.
(Bezugsquelle: P. Altmann, Berlin; Preis M 10.—)

und gelangen von hier in die Saugflasche f, die über i mit einer Wasserstrahlluftpumpe verbunden ist, während das Gabelrohr g zu einem Quecksilbermanometer v und einem Lüftungshahn h führt. Die zusammengestellte Apparatur wird mit Alkohol sterilisiert, der vor Benützung der Destilliervorrichtung durch Verdampfen entfernt wird.

Zur Isolierung der Bakterienleibersubstanzen verreibt Buchner die von den Nährböden vorsichtig abgehobenen Bakterienmassen mit Infusorienerde und Quarzsand und preßt dieses Gemenge unter sehr starkem Druck aus.

Will man bakterienhaltige Flüssigkeiten von den Salzen befreien, so kann man sich eines Dialysators bedienen. Die in Abb. 28 wiedergegebene, von Proskauer konstruierte Form ist sehr zweckmäßig. Die Pergamenthülle P enthält die Bakterienflüssigkeit, das Gefäß B wird durch das Rohr a mit Wasser beschickt, das

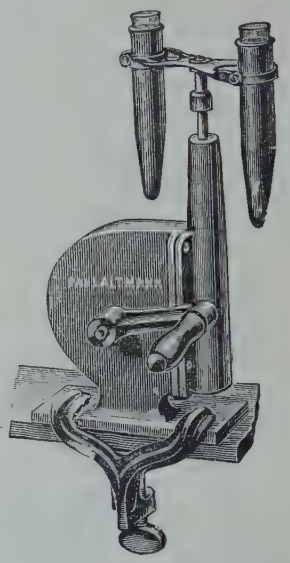


Abb. 29 a. Kleine Zentrifuge für Handantrieb, 2000—3000 Umdrehungen in der Minute.
(Bezugsquelle: P. Altmann, Berlin; Preis M 22.—)

durch das Rohr r weiterfließt. Zum Studium des Abbaues von Eiweiß wird das Dialysat, d. h. die den Pergamentbeutel P umgebende Flüssigkeit benutzt. Eiweiß selbst durchdringt Dialysiermembranen nicht, dagegen können die Abbauprodukte im Dialysat nachgewiesen werden.

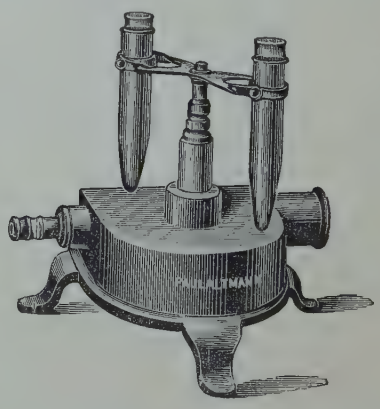


Abb. 29 b. Kleine Zentrifuge mit direktem Antrieb durch Wasserturbine; 2500 Umdrehungen in der Minute bei 3 Atm. Wasserdruck.
(Bezugsquelle: P. Altmann, Berlin; Preis M 25.—)

Viel benützt werden in den bakteriologischen Laboratorien Zentrifugen (Abb. 29), Ausschleudervorrichtungen, mit deren Hilfe die spe-

zifisch schwereren Bakterien, wenn sie in Flüssigkeiten suspendiert sind, in die Spitze der Zentrifugengläschen geschleudert werden können.

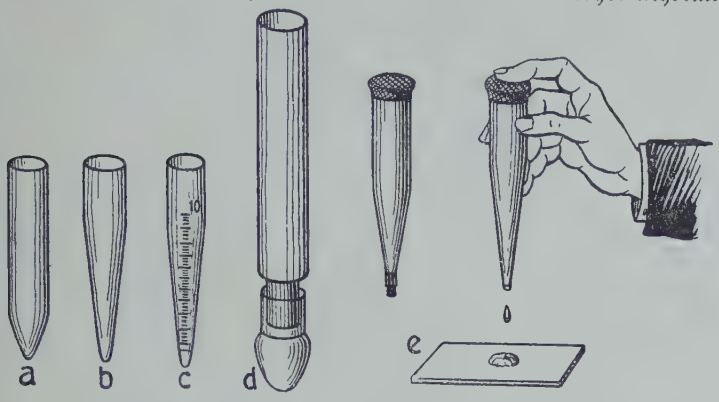


Abb. 29 c. Zentrifugenröhrchen verschiedener Konstruktion; a spitze, b abgerundete Form, c graduiert 10 ccm in 0,1 ccm geteilt, d nach v. Nenski mit abnehmbarem Glasbecherchen, e mit Gummistopfchen am unteren Ende.
(Bezugsquelle: P. Altmann, Berlin; Preise: a u. b 10 Stück M 1.--, c 10 Stück M 5.—, d 1 Stück mit 2 Becherchen M 1.20, e 1 Stück M —.60)

Sind diese Spitzen abhebbar, so ist die Trennung der Bakterienmasse einfach.

Für mikroskopische Arbeiten sind ferner noch einige kleinere Gebrauchsgegenstände erforderlich, vor allem glatte Objektträger, die in verschiedenen Formaten in weißem und grünlichem Glas, mit abgeschliffenen und rauhen Kanten hergestellt werden. Das handlichste Format ist das englische (26:76 mm). Grünliche Gläser mit rauhen Kanten sind billig, doch ist weißes Glas mit geschliffenen Kanten vorzuziehen, weil man sich an ihnen weniger leicht verletzt. Will man zu besonderen Zwecken sterilisierte Objektträger vorrätig halten, so lasse man sich aus Schwarzblech oder Kupfer passende Büchsen herstellen, die eine trockene Erhitzung auf 180 Grad vertragen.

Objektträger mit linsenförmigen Ausschliffen oder aufgesetzten Ringen dienen zur Untersuchung im hängenden Tropfen. Die hohlgeschliffenen Objektträger sind aus dickerem Glas als die gewöhnlichen; in die ausgeschliffene Vertiefung soll ein am Deckglas haftender Tropfen frei hereinhängen können, ohne den Grund zu berühren.

Die Deckgläser sollen viereckig sein; die am meisten gebräuchliche Größe ist 18 mm im Quadrat, die Dicke soll nicht über 0,16—0,18 mm hinausgehen. Runde Deckgläser werden meist nur zur Herstellung von Dauerpräparaten benützt.

Die Reinigung neuer Objektträger und Deckgläser geschieht am einfachsten durch Erhitzen über der Bunsenflamme. Man kann die Gläser aber auch mit einem in eine Alkohol-Äthermischung, in Xylol oder in Benzin getauchten Leinwandläppchen abreiben. — Scheffer empfiehlt zur Reinigung neuer Deckgläser das Abreiben mit Alkohol und Äther und nachheriges Eintauchen in Kollodium. Man bedient sich dabei einer Cornetpinzette. Die feine Kollodiumschicht, mit der das Glas nach dem Herausnehmen überzogen ist, blättert ab, sobald man die Pinzette öffnet. Alle Unreinheiten bleiben an dem Kollodiumhäutchen haften. Gebrauchte Deckgläser und Objektträger lassen sich, wenn die Reinigung sofort nach Gebrauch erfolgt, leicht mit verdünntem Alkohol säubern. Ist diese Behandlung ungenügend, so legt man die Gläser in Schwefelsäure, wäscht sie dann gründlich mit Wasser, kocht sie mit starker Kali-

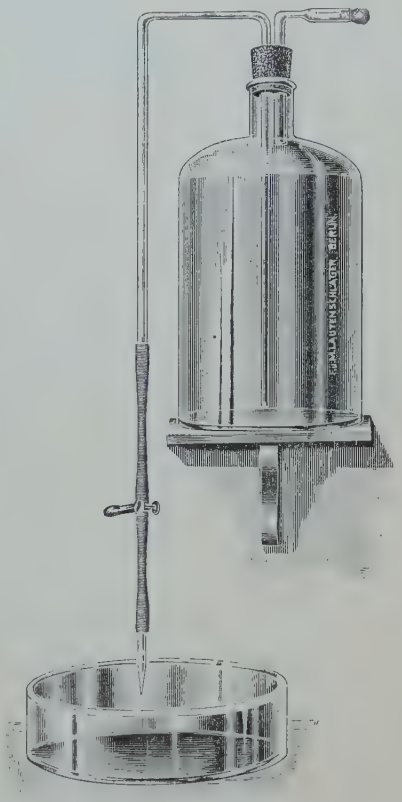


Abb. 30. Abspülvorrichtung für Präparate. (Bezugsquelle F. u. M. Lautenschläger, Berlin; Preis ca. M 9.75)

lauge oder Kaliumkarbonatlösung aus, spült mit Wasser nach und behandelt sie dann weiter wie neue Gläschen. — Peppler kocht $1^1/_2$

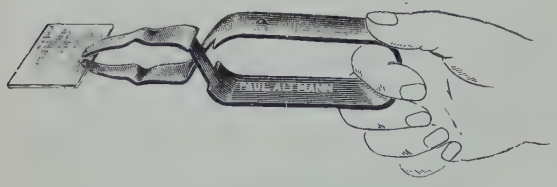


Abb. 31. Deckglas-Pinzette nach Cornet.
(Bezugsquelle: P. Altmann, Berlin; Preis M 1.20)



Abb. 32. Neuer Objektträgerhalter nach Abel.
(Bezugsquelle: P. Altmann, Berlin; Preis M 2.—)

Stunden in 4%iger Kaliumpermanganatlösung, spült in Wasser, kocht wieder $^1/_2$ Stunde in verdünnter Salzsäure (1:4) und spült gründlich mit Wasser. — Nach der Methode von van Ermengen und Hinterberger kocht man wiederholt in einer Mischung gleicher Teile von 6%igem Kaliumbichromat und 6%iger Schwefelsäure. In beiden Fällen folgt Abspülen in Alkohol und Trocknen, wenn man nicht eine Aufbewahrung in Alkohol vorzieht. — Nach Zettnow kocht man 10 Minuten in einer Lösung von 200 g Kaliumbichromat + 2 l kochenden Wassers + 200 ccm Schwefelsäure. Nach dem Kochen wird 5 Minuten mit verdünnter Natronlauge gespült. Die ganze Prozedur wiederholt man, wascht hernach gründlich, mit Wasser, spült mit Alkohol und reibt trocken.



Abb. 33. Nadelhalter nach Kolle. (Bezugsquelle: F. u. M. Lautenschläger, Berlin.



Abb. 34. Platinnadeln in Glasheften. (Preis pro Nadel etwa M 1.20)

Als Abspülvorrichtung beim Färben der Präparate kann uns eine gewöhnliche Spritzflasche mit kurzen Auslaufspitzen dienen. Praktischer ist ein auf einer Wandkonsole erhöht stehender Irrigator oder eine Vorrichtung, wie Abb. 30 zeigt.

Zur Aufbewahrung von Präparaten benützt man am besten die bekannten Mappen aus Pappe, die in verschiedenen Größen im Handel sind.

Zum Fassen der Objektträger und Deckgläser bedient man sich fast allgemein der Cornetschen Pinzette, die in verschiedenen Ausführungen hergestellt wird. Abb. 31 zeigt die einfachste Form. Um den Objektträgern einen sicheren Halt zu geben, hat man die Cornetsche Pinzette mit einer besonderen Objektträgerauflage ausgestattet (Abb. 32).

Platindrähte zum Abimpfen der Kulturen können aus reinem Platin oder dem härteren, widerstandsfähigeren Platiniridium bestehen. Von Neißer wird als Ersatz für diese teuren Materialien Platoniddraht empfohlen, von dem das Meter etwa 25 Pf. kostet. Zur Befestigung der 0,4—0,8 mm starken und etwa 6 cm langen Drähte benützt man entweder Glasstäbe, in die sie eingeschmolzen werden, oder metallene Nadelhalter, die die Drähte durch eine Schraubhülse

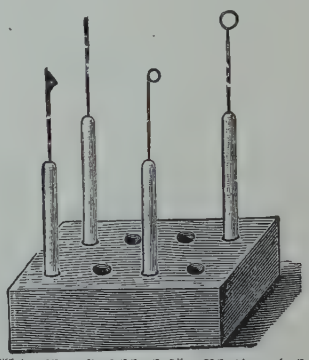


Abb. 35. Holzblock für Platinnadeln.
(Bezugsquelle: P. Altmann, Berlin; Preis je nach Nadelzahl M —.75 bis 3.—)

festhalten. Sehr zweckmäßig ist der in Abb. 33 dargestellte Kollesche Nadelhalter. Sein hauptsächlichster Vorteil besteht in der Sterilisierbarkeit und Billigkeit. Der Halter ist ganz aus Aluminium gefertigt und besitzt ein isolierendes Zwischenstück, das beim Ausglühen der Nadel ein Weiterleiten der Wärme verhütet. Will man die Drähte selbst in Glasstäbe einschmelzen, so verfährt man folgendermaßen: Ein 18—25 cm langer Glasstab wird an einem Ende in der Flamme erweicht; zugleich wird ein Platindraht an einem Ende glühend gemacht. Den Draht hält man natürlich mit einer Pinzette. Dann wird der glühende Draht außerhalb der Flamme in das weiche Glas gedrückt und die entstehende Verdickung durch leichtes Ziehen an der Einschmelzstelle etwas ausgeglichen. Das freie Ende des Platindrahts kann, je nach der Verwendung, mit einer Feile zugespitzt oder durch Biegen um einen Stift (Nagel oder dergl.) zur Öse umgebogen werden (Abb. 34). Für manche Zwecke ist auch eine breitere Fläche

des Platindrahtendes erwünscht, die durch Breitklopfen oder spiraliges Einrollen hergestellt wird. Ein dünnerer Platindraht von 0,1—0,2 mm Stärke ist zum Abimpfen einzelner Kolonien oft recht angenehm, weil er rasch erkaltet und auch in weiche Nährböden nicht einschneidet. Aufbewahrt werden die Platinnadeln am besten in einem Holzblock nach Abb. 35. Im Notfall kann man sie auch in ein starkes Becherglas, dessen Boden mit einer Watteschicht bedeckt ist, stellen. Dagegen sollen die Nadeln nie auf die Tischplatte gelegt werden. Vor und nach dem Gebrauch sind sie stets auszuglühen.

man das Reagenzglas ins Wasser taucht, den das Kulturröhrchen verschließenden Wattebausch heraus. Das Glas wird solange unter Wasser gehalten, bis es sich ganz gefüllt hat. Ein Herausspritzen oder Verschütten des Wassers muß peinlich vermieden werden; falls doch etwas verspritzt wurde, wasche man jede Spur sorgfältig mit Sublimatlösung weg. Die dazu benützte Watte wird verbrannt. Die aus den Röhrchen herausgezogenen Wattepfropfen legt man in eine Abfallschale und verbrennt sie, wenn alle zu reinigenden Gläser im Wasser liegen. Auch Kulturschalen usw., die gereinigt

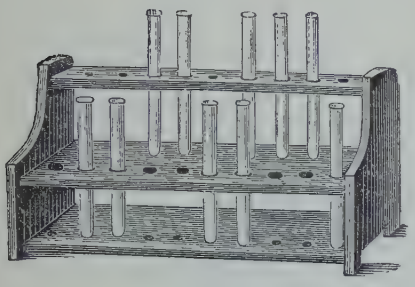


Abb. 36. Gewöhnliches Reagenzglasgestell aus Holz für 6—24 Gläser.
(Preis je nach Größe M —.60 bis 1.50)

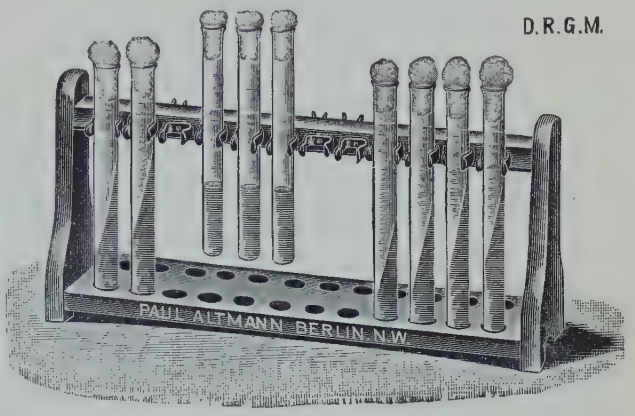


Abb. 37. Reagenzglasgestell für bakteriologische Zwecke nach Woithe, für 24—96 Gläser.
(Bezugsquelle: P. Altmann, Berlin; Preis je nach Größe M 2.— bis 15.—)

Zur Aufbewahrung leerer oder gefüllter Reagenzgläser dienen Reagierglasgestelle verschiedener Form. Abb. 36 zeigt ein hölzernes Gestell, wie man es auch für chemische Zwecke verwendet. Zweckmäßiger sind die von Woithe speziell für bakteriologische Zwecke gebauten Klammergestelle (Abb. 37), bei denen die Reagenzgläser in federnden Neusilberblechklammern sitzen. In diesen Gestellen lassen sich die Röhrchen in jeder Höhe feststellen, sodaß auch die Kuppen bequem beobachtet werden können. Ein Herausfallen der Gläser ist dabei völlig ausgeschlossen.

Die Reinigung von Reagenzgläsern und anderen Gefäßen, die verdächtige Kulturen enthielten, erfolgt durch Auskochen. Der dazu benützte Topf darf selbstverständlich keinem andern Zweck dienen. Er wird zur Hälfte mit kaltem Wasser gefüllt, dem Soda und Schmierseife zugesetzt werden kann. (Vergl. dazu auch S. 11 u. 12.) Dann faßt man das zu reinigende Reagenzglas mit einer Reagenzglasklemme aus Metall (Abb. 38), nimmt in die andere Hand eine metallene Pinzette und zieht, während

werden sollen, fasse man nur mit Pinzetten an. Die Kochzeit soll mindestens $^1/_2$ Stunde betragen. Die Reagenzglasklemmen und Pinzetten werden nach dem Gebrauch im Dampf sterilisiert.

Zum Halten der Reagenzgläser beim Kochen benützt man ebenfalls Reagenzglasklemmen aus Holz (Abb. 39) oder Metall. Die letz-

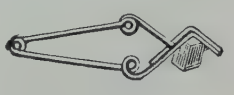


Abb. 38. Reagenzglashalter aus Metall.
(Preis etwa M —.40.)



Abb. 39. Reagenzglasklemme aus Holz.
(Preis etwa 20 Pf.)

teren sind vorzuziehen. Ein ganz guter Behelf ist jedoch ein mehrfach zusammengelegter Papierstreifen, den man oben um das Reagenzglas herumlegt und an den freien Enden hält.

Färbeflüssigkeiten können in 150 ccm fassenden Flaschen mit eingeriebenen Stopfen oder

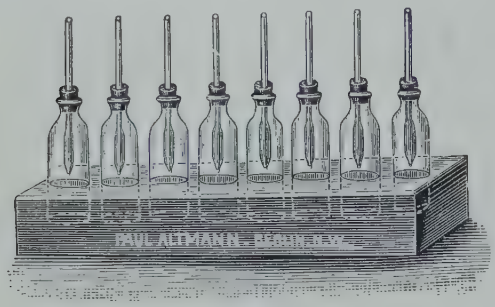


Abb. 40. Gestell für 4—10 Farbfläschchen.
(Bezugsquelle: P. Altmann, Berlin;
Preis samt Flaschen, je nach deren Zahl, M 3.— bis 7.40.)

in Fläschchen, deren Glasstopfen zu Pipetten ausgezogen sind, aufbewahrt werden. Das Auftragen der Farblösung auf Objektträger oder Deckgläser mittels Pipette ist praktischer und sparsamer als das Aufgießen aus der Flasche. Abb. 40 zeigt solche Farblösungsfläschchen in einem einfachen Holzgestell. Die mit Gummihütchen versehenen Pipetten sind in den Flaschenhals eingeschliffen, doch sind für einzelne, z. B. für Gentianaviolett, Fläschchen mit Korkstopfen und durchgesteckter Pipette nach Abb. 41 vorzuziehen, weil manche Lösungen die Glaspipette so fest mit dem Flaschenhals verkitten, daß die Entfernung der Pipette große Schwierigkeiten macht.

Zur tropfenweisen Entnahme und zum Abmessen von Flüssigkeiten hält man einige Tropffläschchen vorrätig.

Feste und pulverförmige Chemikalien bewahrt man am besten in Flaschen mit weitem Hals und eingeschliffenem Glasstopfen (Pulverflaschen) auf. Einer Verwechslung der Stopfen wird am sichersten vorgebeugt, wenn man jede Flasche und den zugehörigen Stopfen mit Glasätztinte (nur in Guttaperchaflaschen aufzubewahren!) gleichlautend numeriert. Jede Flasche ist nach Gebrauch sofort wieder zu schließen. Für manche Chemikalien sind braune Glasfläschchen besser als weiße.

Für größere Präparate hält man einige weitzylindrische Glasgefäße mit eingeschliffenem Stopfen oder aufgeschraubtem Metalldeckel vorrätig.

Von Gummi- und Korkstopfen verschiedener Größe soll stets ein kleiner Vorrat vorhanden sein. Oft braucht man durchlochte Stopfen. Korkstopfen durchbohrt man mit Hilfe eines Korkbohrers (Abb. 42), der Löcher verschiedener Weite herzustellen gestattet. Im Notfall kann die Durchbohrung auch mit einem glühenden Draht geschehen. Die Durchbohrung von Gummistöpseln ist schwieriger; man kauft sie daher besser fertig.



Abb. 41. Farbfläschchen von 50 ccm Inhalt m. Kork u. Pipette. (Preis 30 Pf.*)



Abb. 42. Korkbohrer aus starkem Messing. (Preis 1 Satzes von 1—12 Stück etwa M 6.—*)



Abb. 43. Meßzylinder.*

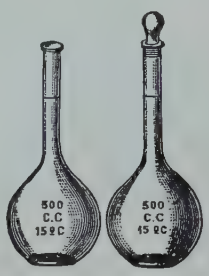


Abb. 44. Meßkolben.*



Abb. 45. Mischzylinder.*



Abb. 46. Vollpipette.*



Abb. 47. Meßpipette.*

*) Bezugsquelle: P. Altmann, Berlin.

Sonstige notwendige oder doch wünschenswerte Glasgeräte sind: Meßzylinder (Mensuren) mit Fuß und Ausguß (Abb. 43) (Inhalt: 10, 50, 100 und 500 ccm), bauchige Meßkolben (Abb. 44), in deren langem Hals die Marke eingeätzt ist und die mit Glasstopfen versehen sind (Inhalt: 250 und 500 ccm), Mischzylinder (Abb. 45) mit einer Maßskala, die sich oben zu einem mit eingeriebenem Stopfen verschlossenen Hals verengt (Inhalt: 100 und 1000 ccm).

Ferner braucht man eine Anzahl Pipetten verschiedener Größe. Sollen sie zu be-

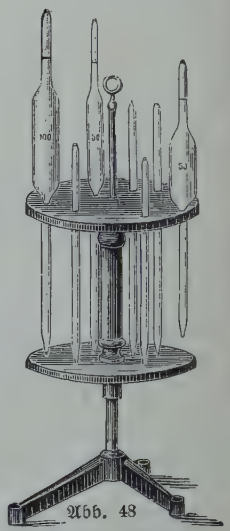


Abb. 48. Pipettengestell in Etagerenform auf eisernem Dreifuß für 12 Pipetten. (Preis M 6.—*)

stimmten Zwecken sterilisiert werden, so steckt man sie in dichtschließende Blechzylinder.[5]) Die sogenannten Vollpipetten (Abb. 46) sind nur mit einer Marke versehen; Meßpipetten (Abb. 47) tragen genaue Teilungen in ccm-Bruchteilen. Zur Aufbewahrung der Pipetten dienen besondere Gestelle (Abb. 48). Zum Alkalisieren der Nährlösungen und für

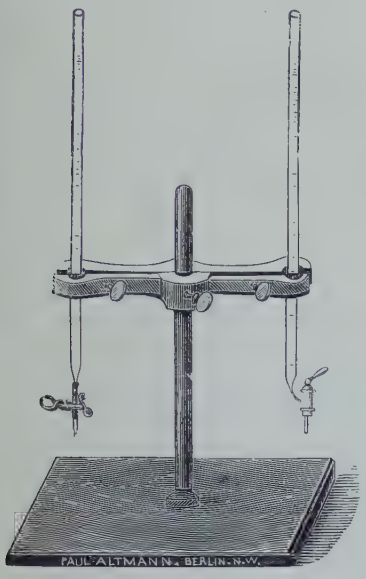


Abb. 49. Büretten in hölzernem Bürettenstativ.
(Bezugsquelle für Stativ: P. Altmann, Berlin; Preis M 2.25)

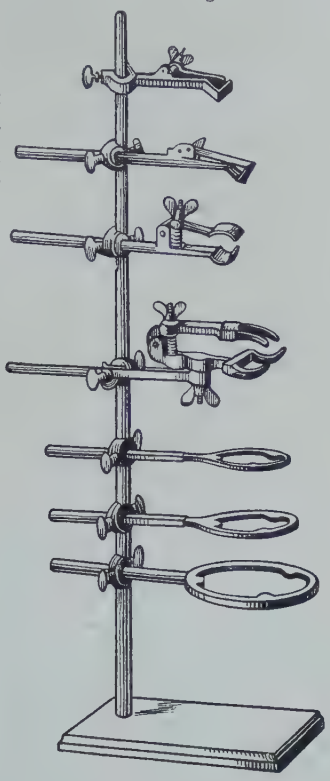


Abb. 50. Universal-Stativ nach Bunsen mit Ringen und Klammern.
(Bezugsquelle: P. Altmann, Berlin; Preis je nach Ausrüstung verschieden; die abgebildete Zusammenstellung kostet M 15.—)

als das Sparflämmchen. Zur Nährbodenbereitung und überall da, wo eine möglichst aus-

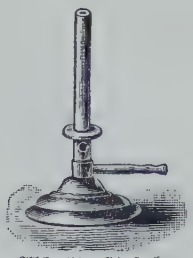


Abb. 51. Einfacher Bunsenbrenner.
(Preis etwa M 1.30)

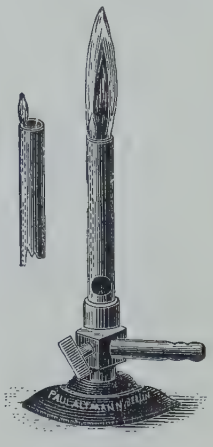


Abb. 52 Bunsenbrenner mit Sparflamme.
(Bezugsquelle: P. Altmann, Berlin; Preis M 4.—)

ähnliche Zwecke sind Büretten mit Glas- oder Quetschhahn notwendig (Abb. 49), zu denen ebenfalls geeignete Gestelle gehören. Büretten mit Glashahnen sind geeigneter.

Für viele Zwecke sind eiserne Stative der in Abb. 50 dargestellten Art mit verschieden großen Ringen und Klemmen zweckmäßig. Es sollten wenigstens zwei derartige Stative vorhanden sein.

Als Brenner für Gas sind allgemein Bunsenbrenner mit Luftregulierung (Abb. 51) gebräuchlich. Sehr praktisch sind die Bunsenbrenner mit Sparflamme (Abb. 52), weil die gewöhnliche, kleingestellte Bunsenflamme (die Flamme wird durch entsprechende Luftregulierung leuchtend gemacht und alsdann klein geschraubt) durch Luftzug leichter ausgelöscht wird, giebige Hitzequelle gebraucht wird, verwendet man mit Vorteil die Fletscher- oder Kanonen-

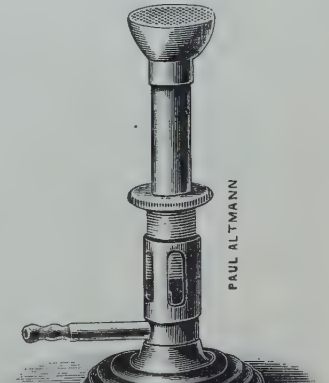


Abb. 53. Kanonenbrenner für besonders hohe Temperaturen.
(Bezugsquelle: P. Altmann, Berlin; Preis M 6.—)

brenner (Abb. 53) oder einfach einen gewöhnlichen Gaskocher.

[5]) Vor dem Sterilisieren muß das Saug-Ende der Pipetten mit einem kleinen Wattebausch verschlossen werden, um das Ansaugen bakterienhaltiger Flüssigkeit zu verhindern, und zu vermeiden, daß Keime aus der Mundhöhle in die abzumessende Flüssigkeit gelangen. Zum Auskochen der Pipetten nach Gebrauch hat sich ein länglicher Fischkessel mit Einsatz sehr bewährt.

Zweites Kapitel.

Die Bereitung der Nährböden.

Das Züchten der Bakterien, die Untersuchung, wie sich die Kleinlebewesen den dargebotenen Stoffen gegenüber verhalten, ist ein wichtiger Teil der Bakteriologie. Ehe wir jedoch an die Bereitung der Nährböden gehen, wollen wir uns einige Ratschläge merken. Auch bei der Nährbodenherstellung ist mit größter Reinlichkeit zu verfahren; namentlich ist den Gefäßen, in denen wir unsere Kochprodukte aufbewahren, besondere Aufmerksamkeit zu schenken. Alle Gefäße, die zum Kochen benützt wurden, sollen sofort gründlich mit heißem Wasser gereinigt werden. Die Nährböden sind im Dunkeln aufzubewahren. Bei der Herstellung von Nährböden richte man sich so ein, daß in der Arbeit keine Pause eintreten muß, damit die Nährböden nicht längere Zeit im unsterilisierten Zustand verbleiben. Jede Nährbodenart muß in einem besonderen Geschirr aufbewahrt werden. Jedes Geschirr muß eine deutliche Bezeichnung tragen, aus der auch der Tag der Herstellung und die Zusammensetzung hervorgehen soll. Um das Verderben der Nährböden möglichst zu verhindern, empfiehlt es sich, zur Aufbewahrung der Gläschen dichtschließende Büchsen zu verwenden.

Von eiweißfreien Nährlösungen sind eine Reihe im Gebrauch, die unschwer zu bereiten sind.

Die Uschinskysche Lösung besteht aus:

Wasser	1000,0 g
Glyzerin	30—40 g
Chlornatrium	5 g
Dikaliumphosphat	2—2,5 g
Ammonium lacticum	6—7 g
Natrium asparaginicum	3,4 g
Chlorkalzium	0,1 g
Magnesiumsulfat	0,2—0,4 g

Die Fränkelsche Lösung ist ähnlich zusammengesetzt. Sie besteht aus:

Chlornatrium	5,0 g
Kaliumbiphosphat	2,0 g
Ammonium lacticum	6,0 g
käufl. Asparagin	4,0 g
Wasser	1000,0 g

Der gesamten Lösung setzt man in Tropfen verdünnte Natronlauge zu, bis die Lösung Phenolphtaleinpapier schwach rot, bezw. rotes Lackmuspapier leicht blau färbt.

Maaßen schlug als eiweißfreie Lösung folgende Mischung vor:

Apfelsäure	7,0 g
Asparagin	10,0 g
Magnesiumsulfat	4,0 g
sekundäres Natriumphosphat	2,0 g
kristallisierte reine Soda	2,5 g
trockenes Kalziumchlorid	0,01 g
Wasser	1000,0 g
Stärke	$^1/_2$—1 Prozent.

Die Cohnsche Nährlösung hat folgende Zusammensetzung:

phosphorsaures Kali	0,1 g
krist. schwefelsaure Magnesia	0,1 g
dreibasisch phosphorsaurer Kalk	0,01 g
weinsaures Ammoniak	0,2 g
destilliertes Wasser	20,0 g

Nägeli stellt folgende „Normalflüssigkeit für Spaltpilze" auf Grund seiner Studien auf:

Wasser	100,0 g
Dikaliumphosphat	0,1 g
krist. Magnesiumsulfat	0,02 g
Chlorkalzium	0,01 g
weinsaures Ammoniak	1,0 g

Die Lösungen füllt man jeweils in Mengen von 10 ccm in Reagenzgläschen, die man mit einem Wattebausch verschließt, um dann den Inhalt im Dampfkochtopf keimfrei zu machen. Man stellt sie zu diesem Zwecke in letzteren und läßt sie, vom Strömen des Dampfes an gerechnet, etwa 40 Minuten darin. Zweckmäßig sterilisiert man am folgenden und dritten Tag nochmals in der gleichen Weise.

Häufiger als diese Nährlösungen benützt man das von Pasteur angegebene „Hefenwasser": Man bringt 100 Gramm dickbreiige Bierhefe (oder 75 g stärkefreie Preßhefe) in ein Liter Wasser, vermengt die Masse gründlich und kocht sie eine Viertelstunde. Hierauf wird durch ein gefaltetes Filter filtriert und man wird nach ein- oder mehrmaliger Filtration eine klare, schwach gelbliche Flüssigkeit vor sich haben, die durch Zusatz von Wasser zu einem Liter ergänzt wird. Man bringt die Nährlösung in Reagenzgläschen, oder in Erlenmeyerkölbchen, die mit Watte verschlossen werden und sterilisiert in derselben Weise, wie bei den übrigen Nährlösungen. Diese Nährlösung

eignet sich sowohl für Hefekultur als auch für Bakterienzucht. Zur Zucht von Sarcinen fügt man zweckmäßig zu 10 ccm steriliſiertem Hefenwaſſer 1 Tropfen Ammoniak vom ſpezifiſchen Gewicht 0,96.

Die eiweißhaltigen Nährböden werden in den Laboratorien am meiſten benützt. Einen für alle Zwecke brauchbaren Nährboden gibt es jedoch nicht. Die Mikroorganismen kommen in der Natur unter den verſchiedenartigſten Verhältniſſen vor. Eine einfache Überlegung wird uns zu dem Verſuch führen, ob es nicht möglich iſt, aus der Art des Vorkommens Schlüſſe auf die optimalen künſtlichen Ernährungsbedingungen zu ziehen. In der Tat gelingt es uns leicht, in einer ſteriliſierten Abkochung von Heu beiſpielsweiſe die Mikroben zu züchten, die auf Gras und im Heu vorkommen. Bereiten wir in derſelben Weiſe einen Miſt-Infus, ſo werden unſere Zuchtverſuche von Miſtbakterien auf dieſem Nährboden ebenfalls Erfolg haben. Zur Kultur von Milch-, Butter- und Käſebakterien werden wir uns der Milch als Nährflüſſigkeit bedienen.

Es gibt aber auch noch Modifikationen dieſer Nährflüſſigkeiten, namentlich, wenn wir es auf feſte Nährböden abgeſehen haben. Zu dieſem Zwecke bringen wir einfach unſere Abkochungen von Heu und anderen Stoffen zu Gelatine, bezw. Agar, dadurch erhalten wir ebenfalls günſtige Verſuchsbedingungen. Eine der wichtigſten Nährflüſſigkeiten für Bakterienzuchten iſt Nährbouillon. Zum Grundſatz wollen wir uns machen, jeweils nur kleine Mengen herzuſtellen. Dadurch verfügen wir immer über friſche Nährböden. Die Gefahr des Verderbens iſt geringer, unſer Zeitverluſt iſt nicht ſo groß, und die Ausgaben ſind kleiner.

Aus 250 g Pferde- oder magerem Rindfleiſch[6]) ſtellen wir zuerſt Fleiſchwaſſer her, indem wir das Fleiſch fein zerhacken, es hernach mit 500 ccm gewöhnlichem Leitungswaſſer übergießen und es bis zum nächſten Tage an einem kühlen Ort ſtehen laſſen. Dann nehmen wir ein Draht-Sieb, legen ein Tuch darauf, filtrieren den Fleiſchaufguß und preſſen zuletzt das Fleiſch tüchtig aus. Klar wird das Fleiſchwaſſer natürlich bei dieſem einfachen Verfahren noch nicht.

Der irdene oder emaillierte kleine Kochtopf, in dem wir dieſe Arbeit ausführten, wird ſamt dem Fleiſchwaſſer bedeckt in den Dampfkochtopf geſtellt, in dem er vom Beginn der Dampfentwicklung ab noch 1½ Stunde verbleibt. Darauf gießen wir zu dem Fleiſchwaſſer ſo viel Leitungswaſſer, daß der Geſamtinhalt unſeres Topfes etwa 600 ccm mißt.

Von dieſem Fleiſchwaſſer nehmen wir je 200 ccm zu Nährbouillon, Nährgelatine und Nähragar.

Wir gießen zuerſt 200 ccm in einen gewöhnlichen Kochtopf, erwärmen unter Umrühren auf dem Herd, werfen ſodann 1% = 2 g Peptonum siccum Witte, ſowie 0,5% = 1 g Kochſalz hinein und erwärmen wieder, immer unter ſtändigem Umrühren. Nach 10 Minuten langer Erwärmung filtrieren wir entweder unter Benützung eines Siebs, auf deſſen Boden wir zwei Lagen paſſend geſchnittenen Filtrierpapiers legen, oder durch einen Blechtrichter, den wir in gewöhnlicher Weiſe mit einem doppelten Faltenfilter beſchicken.

Die Bouillon iſt nach dem Filtrieren klar und zum Steriliſieren fertig. Wir haben ſie nur noch in Reagenzgläschen abzufüllen. In jedes Gläschen kommen ungefähr 10 ccm. Die Gläschen werden mit einem Wattebauſch verſchloſſen. Wollen wir nicht ſo viele Gläschen verwenden, ſo füllen wir nur etwa 5 und verteilen den Reſt in drei Arzneiflaſchen, bezw. Erlenmeyerkolben oder Soxhletflaſchen. Die erſteren verſchließen wir mit Wattebäuſchen, die Soxhletflaſchen mit Gummikappen. Haben wir Flaſchen mit Bügel benützt, ſo legen wir den Verſchluß während des Verweilens im Dampfkochtopf nur loſe auf und verſchließen erſt nach beendeter Steriliſation, nach der Herausnahme aus dem Topf.

Reagenzgläschen und Arzneiflaſchchen ſtellen wir in Konſervenbüchſen, die wir zum Steriliſieren in den Dampftopf bringen. Von der Dampfentwicklung an rechnen wir 45 Minuten bis zur beendigten Steriliſation.

Mit dem zweiten Drittel unſeres Fleiſchwaſſers ſtellen wir Nähragar her. Wir bringen das Fleiſchwaſſer nebſt 3 g Agar in einen kleinen Kochtopf, den wir in unſeren Dampftopf ſtellen. Nach ½ſtündiger Einwirkung des Dampfes wird der Agar ſich gelöſt haben. Dann bringen wir 1% = 2 g Pepton und 0,5% = 1 g Kochſalz hinzu, rühren um, bis auch dieſe Zuſätze ſich gelöſt haben und ſtellen den Topf wieder eine halbe Stunde in den Dampftopf.

Nun ſoll der Agar filtriert werden. Wir benützen hierzu einen Heißwaſſertrichter oder

[6]) Man kann zur Herſtellung der Fleiſchbrühe ſtatt Pferdefleiſch auch Fleiſchextrakt benutzen. Zur Herſtellung gehört viel Übung, bei geringem Bedarf kauft man ihn am beſten fertig.

verfahren folgendermaßen: Wir gießen den warmen Agar in ein Spitzglas und lassen ihn langsam erkalten. Die trüben schwereren Massen des Agars werden sich am Boden absetzen. Der starr gewordene Agar läßt sich leicht durch Umdrehen des Glases als kegelförmiges Gebilde herausschälen, in dessen Spitze sich die Verunreinigungen angesammelt haben. Wir schneiden diese Spitze als den wertlosen Teil ab, lösen den anderen klareren Teil wieder durch Erwärmen auf und füllen von ihm hernach je 8 ccm in Reagenzgläschen. Einen Teil des Agars können wir auch in größere Fläschchen füllen, die wir wie die Reagenzgläschen mit Watte verschließen. Sterilisiert wird 45 Minuten lang im Dampftopf oder Waschkochtopf.

Zur Herstellung der Gelatine nehmen wir den Rest des Fleischwassers (200 ccm), erwärmen und lösen darin unter Umrühren 20 g Gelatinetafeln auf. Das Fleischwasser soll dabei höchstens eine Temperatur von 60 Grad erlangen. Man gibt nach der Lösung 1% = 2 g Pepton, sowie 0,5 % = 1 g Kochsalz hinzu und erwärmt dann auf etwa 80 Grad, bis sich die Zusätze gelöst haben. Bringen wir einen Tropfen dieses Gemenges auf blaues Lackmuspapier, so sehen wir, daß saure Reaktion eintritt. Wir stumpfen die Säure durch etwas Normalnatronlauge, die wir aus der Apotheke beziehen, ab. Durch tropfenweisen Zusatz dieser Flüssigkeit und Prüfung mit Lackmuspapier kommen wir schließlich an einen Punkt, wo das Lackmuspapier nicht mehr gerötet wird.

Jetzt lassen wir auf 60 Grad abkühlen und klären die Gelatine mit Eiweiß. Das machen wir so: Wir entfernen den Dotter eines rohen Eies, setzen zu dem Eiweiß etwa 50 ccm Wasser, schütteln tüchtig um und gießen das Ganze unter Umrühren in die Gelatine, erwärmen noch 5 Minuten und filtrieren hernach die noch heiße Gelatine durch ein Haushaltungssieb mit Filtrierpapiereinlage oder durch den Heißwassertrichter. Die klare Gelatine wird in Reagenzgläschen abgefüllt.

Zur Sterilisation verwenden wir den Dampftopf und lassen den Dampf 45 Minuten einwirken. Nach der Sterilisation werden die Gläschen in einem kühlen Raum rasch abgekühlt, oder dadurch, daß man in die Konservenbüchsen, in denen sich die Gläser befinden, kaltes Wasser fließen läßt.

Es sei noch bemerkt, daß man für Zuchten von Meeresbakterien zur Herstellung von Fleischbouillon an Stelle von Pferde- oder Rindfleisch das Fleisch von frischen Seefischen und statt gewöhnlichen Wassers Meereswasser nehmen muß.

Gelatine und Agar sollen möglichst klar sein. Wird Gelatine nach dem Sterilisieren trüb, so kann dies seine Ursache im Alkaligehalt der benützten Gläser haben. Man reinigt solche Gläser vor dem Gebrauch mit Wasser, dem man etwas Salzsäure zufügt.

Neuerdings bringt die Firma Merck, Darmstadt, ein Präparat (Ragit-Agar) in den Handel, das pulverförmig ist und von dem wir nur 42 Gramm in einem Liter Wasser zu lösen brauchen, um eine Agarlösung zu erhalten, die schnell durch ein Faltenfilter filtriert werden kann und alle notwendigen Nährstoffe enthält.

Wollen wir auf der Gelatine oder dem Agar Bakterien züchten, die auf Gras vorkommen, so verwenden wir besser statt Fleischwasser eine Abkochung von Heu und setzen zu diesem Heu-Infus die bei der Gelatine- bezw. Agar-Zubereitung erwähnten Zutaten.

Die Bereitung fester Nährböden ohne Fleischwasser geschieht nach Pfeiler und Lentz unter Verwendung von Ringerscher Lösung statt der Fleischbrühe auf folgende Weise:

Einem Liter Ringerscher Lösung werden 20 g Agar und 10 g Pepton zugesetzt, das Ganze 3 Stunden gekocht, nach Abkühlung auf 50 Grad mit Eiweißpulver geklärt, nochmals aufgekocht, filtriert, abgefüllt und sterilisiert. — Nährgelatine: statt des Agars werden der mit Pepton versetzten Ringerschen Lösung 150 g Gelatine zugefügt und weiter verfahren wie oben.

Bei einer Reihe von Bakterien erzielen wir bei der Züchtung bessere Erfolge, wenn wir statt Fleischwasser Harn als Ausgangsmaterial für die Gelatine- und Agarherstellung verwenden. Fangen wir den Harn, der in nüchternem Zustand gelassen wird, in sterilisierten Glasgefäßen, die mit Watte verschlossen werden, auf und befolgen wir die Vorsichtsmaßregel, daß wir die ersten, in der Regel keimhaltigen 20 ccm nicht mit der übrigen Menge, sondern gesondert auffangen, so erhalten wir ein Produkt, das meistens ohne Sterilisation keimfrei ist. Zur Prüfung, ob dies der Fall ist, stellen wir den Harn etwa 24 Stunden in den Brutschrank. Eine mit ausgeglühter Platinnadel entnommene, mikroskopisch untersuchte Probe läßt uns leicht ein richtiges Urteil fällen. Harn kann auch ohne Gelatine- und Agarzusatz als flüssiger Nährboden benützt werden.

Ein weiteres leicht zu beschaffendes Ausgangsmaterial, das an die Stelle von Fleischwasser treten kann, ist eine Abkochung von Pferdekot, von dem man 3 Ballen mit einem halben Liter Wasser übergießt. Das Gemenge wird $1^1/_2$ Stunden gekocht, durch ein Tuch filtriert und in derselben Weise weiter verarbeitet wie das Fleischwasser.

Alle die anderen Verfahren, nach denen man Modifikationen der angegebenen Nährböden herstellt, können hier nicht angeführt werden, da ihre Zahl überaus groß ist. Es soll nur noch Erwähnung finden, daß man den Nährböden gewisse Nährsubstanzen zur Erhöhung des Nährwerts zufügen kann. Z. B. kann man 0,3—0,5 % Traubenzucker in Nährböden vor der Sterilisation zur Lösung bringen, ebenso Milchzucker oder Glyzerin. Traubenzuckeragar ist wichtig zur Feststellung gewisser Arten, weil manche Bakterien den Traubenzucker zersetzen, so daß Kohlensäure entsteht, die im Agar Blasen bildet und ihn zersprengt.

Blutbouillon ist ein Nährboden für viele Krankheitserreger; sie wird durch Zusatz von $^1/_2$ ccm aseptisch gewonnenem Blut (in der Regel Menschenblut, manchmal genügt jedoch auch das Blut einer Tierart) zu Bouillon hergestellt. Gute Erfolge wurden mit dem von Cutolo angegebenen Verfahren erzielt:

Ochsenblut	500 g
dest. Wasser	1000 g
trockenes Pepsin	15 g
10proz. Salzsäure	15 g

werden gemischt und 12 Stunden lang bei einer Temperatur von 40—42 Grad gehalten, hernach $^1/_2$ Stunde lang gekocht und dann filtriert. Man setzt dem Filtrat 10%ige Sodalösung zu, bis eine schwach alkalische Reaktion eintritt. Nunmehr kann man Gelatine oder Agar in den üblichen Mengen zufügen.

Diphtheriebazillen und viele andere Krankheitserreger züchtet man auf Blutserum, das man durch Erwärmung leicht zum Erstarren bringen kann. Wichtig ist es, das Blut (man benützt in der Regel Rinder- oder Hammelblut) so aufzufangen, daß es keiner Bakterieninfektion von außen her ausgesetzt ist. Man wird deshalb beim Auffangen des Blutes durch den Fleischer anwesend sein müssen. Das ist auch schon aus dem Grunde notwendig, weil kein gewöhnliches Gefäß das Blut aufnehmen soll, sondern ein im Trockensterilisator keimfrei gemachter Glaszylinder (Abb. 54), den man vor dem Sterilisieren mit einem Wattebausch verschlossen hat, um ihn sofort nach dem Auffangen des Blutes wieder zu verschließen. Hernach bringt man das Blut an einen kühlen Ort und löst den Blutkuchen nach vollständig eingetretener Gerinnung mit Hilfe eines sterilen Glasstabes von den Wänden des Glases ab. Der Blutkuchen wird dadurch sinken, während das Blutserum leicht mit sterilen Pipetten abgehoben und in Mengen von je 10 ccm in keimfreie Reagenzgläschen oder in keimfreie Petrischalen übertragen werden kann. Wir haben hernach eine klare, schwach gelbliche Flüssigkeit vor uns, die ein vorzüglicher Nährboden ist. Leicht gelingt es, das flüssige Serum in feste Form überzuführen. Zu dem Zwecke übertragen wir es in einen kleinen Thermostaten, dessen Innenraum wir auf eine Temperatur von 65 Grad bringen. Die Reagenzgläschen legen wir schief, damit die Erstarrungsfläche des Blutserums ebenfalls schief wird und eine geeignete Aufstrichfläche für die Bakterienzucht darstellt. Bald wird das Serum starr geworden sein. Wir haben alsdann die Röhrchen und die Schalen noch auf 24 Stunden in den Brutschrank bei 37 Grad zu stellen, um zu beobachten, ob die Gläser tatsächlich steril sind, oder ob wir einige wegen Bakteriengehalts ausschalten müssen. In den meisten Fällen braucht man auf die Durchsichtigkeit des Serums keinen Wert zu legen. Man kann das Serum auch mit sterilisierter Nährgelatine zu gleichen Teilen mischen. Die auf diese Weise erhaltene Serumgelatine erhitzt man in Reagenzgläschen auf 50—55 Grad und wiederholt diese Erwärmung zweimal in den folgenden Tagen.



Abb. 54. Serumzylinder nach Wassermann. (Bezugsquelle: F. u. M. Lautenschläger, Berlin; Preis M 3.50)

Kartoffeln sind als Nährboden für sehr viele Bakterien zu verwenden. Man kann diesem Nährboden verschiedene Form geben. Will man die Kartoffeln in Reagenzgläser bringen, so bohrt man mit dem Korkbohrer entsprechender Weite ein walzenförmiges Stück heraus, das man der Länge nach schief, keilförmig durchschneidet. Jede Hälfte wird dann mit der breiten Seite nach unten in ein Reagenzglas gesetzt, nachdem man vorher etwas feuchte Watte auf den Boden des Glases gebracht hat. Die Gläschen werden mit Wattebausch verschlossen und im Dampftopf sterili-

siert. Die Watte unter der Kartoffel kann man auch mit einer Mischung von gleichen Teilen Wasser und Glyzerin befeuchten. An Stelle der halbierten Kartoffelzylinder lassen sich auch Kartoffelscheiben von 1 cm Dicke in kleinen Petrischälchen verwenden, die man in gleicher Weise in den geschlossenen Glasschälchen sterilisiert. Sehr wichtig ist die gründliche Reinigung der Kartoffeln. Ausstechen der Augen, Abbürsten erst in Sublimatlösung, dann in Wasser ist unbedingt nötig. Darauf werden die Kartoffeln geschält und weiter behandelt wie angegeben. Das Sterilisieren muß sehr gründlich und häufig geschehen, da die Sporen der Kartoffelbazillen weitaus die widerstandsfähigsten sind. Zu benutzen sind nur durch mehrtägigen Aufenthalt im Brutschrank geprüfte Kartoffelnährböden.

Will man Brot zur Kultur von Bakterien oder Schimmelpilzen verwenden, so verreibe man älteres Brot sehr fein, bringe es in einen Erlenmeyerkolben, so daß es eine etwa $^1/_2$ cm hohe Schicht darin bildet, mache mit Wasser einen dicken Brei daraus, verschließe mit Wattebausch und sterilisiere im Dampfkochtopf. Die saure Reaktion dieses Nährbodens ist nicht allen Bakterienarten zuträglich. Man kann mit $^1/_{10}$ Normalnatronlauge neutralisieren.

Nach dieser allgemeinen Übersicht über die verschiedenen Nährböden, deren Zahl sich leicht vermehren ließe, sollen noch die wichtigsten Spezialnährböden Erwähnung finden, die zur Zucht bestimmter Bakterienarten in Vorschlag gebracht wurden. Alle Spezialnährböden können hier natürlich nicht angeführt werden. Man wird, wenn man bei bestimmten Bakterienarten keinen Erfolg hat, in der Literatur, die im „Centralblatt für Bakteriologie" nahezu vollständig zusammengestellt ist, nachzuschlagen haben. Um aber dem Leser die Variationsmöglichkeit der Ernährungsbedingungen auf diesem Gebiet zu zeigen und ihn zu eigenen Versuchen zu ermuntern, sei noch von einigen Nährböden für Krankheitserreger die Rede, die in dieser Richtung am eingehendsten erforscht sind.

Während die Milzbranderreger keinerlei besondere Ansprüche an die Nährböden stellen, ist die schnelle Tuberkelbazillenzucht immer noch ein Problem. Mit Gelatine und Agar hat man keinen Erfolg. Langsames Wachstum zeigt sich auf gut glyzerinierten Kartoffeln und auf Glyzerinagar, der 4 % Glyzerin enthält. Üppiges Wachstum finden wir auf Hesses Heydeagar, den wir nach folgendem Rezept herstellen: Wir lösen 5 g Nährstoff Heyden in 50 ccm destillierten Wassers, fügen hinzu 5 g Chlornatrium, 30 g Glyzerin, 10—20 g Agar, 5 ccm Normalsodalösung, 950 g destilliertes Wasser. Das Ganze wird unter stetem Rühren 15 Minuten gekocht, im Heißwassertrichter filtriert, sterilisiert und nach dem Sterilisieren in kleine, sterile Petrischalen gegossen. Man hat bei der Züchtung von Tuberkelbazillen aus Sputum darauf Bedacht zu nehmen, daß der Nährboden nicht eintrocknet und stellt deshalb besser die kleinen Schälchen auf Dreifuß in große Schalen, die Wasser enthalten.

Szaboky hat mit folgendem Nährboden gute Erfolge: 1 kg Lungen werden in 2 Liter Wasser gekocht und filtriert. Zu dem Filtrat kommen 10 g Agar, 10 g Kochsalz, 20 g Pepton Witte, 100 g Glyzerin und 10 g Traubenzucker. Nach 20 Minuten langem Kochen wird filtriert und mit Normalsodalösung neutralisiert.

Zur Tuberkelbazillenzucht aus Sputum haben sich ferner die Uhlenhuthsche und die Spenglersche Vorbehandlung des Sputums bewährt. Beim ersteren Verfahren mischt man 20 ccm Sputum mit 15 ccm Antiformin und 65 ccm sterilisiertem, destilliertem Wasser und gießt das Ganze in eine größere sterilisierte Doppelschale (sogenannte Drigalskischale). Nach 4stündigem Stehen des Gemenges bei Zimmertemperatur zentrifugiert man und bringt das Sediment in ein kleines Gläschen, oder man sucht mit einer Platinnadel die ungelöst gebliebenen Partikelchen in ein solches Gläschen zu übertragen, dessen Inhalt mit 10 ccm sterilisierter 0,8prozentiger Kochsalzlösung gemischt wird. Nach dem Zentrifugieren wird der Bodensatz nochmals mit 10 ccm 0,8 % Kochsalzlösung behandelt, wiederum zentrifugiert und von dem nun erhaltenen Sediment werden 4—5 Platinösen auf 5 Röhrchen Glyzerinagar oder Glyzerinserum verrieben und die Nährbodengläschen in den Brutschrank bei 37 Grad gestellt.

Die von P. Uhlenhuth, Kersten und Xylander eingeführte Antiformin-methode beruht auf der Eigenschaft des Antiformins, Schleim, Kot, Sputum, Keratin, Chitinsubstanzen aufzulösen und nichtsäurefeste Bakterien abzutöten. Man mischt etwa 30 ccm Sputum mit 60 ccm destill. Wasser und 15 ccm Antiformin (bei dünnflüssigem Sputum genügt eine 10%ige Lösung, für dicken, zähen Sputum verwendet man stärkere Konzentrationen bis zu

25 %) und läßt dann mehrere Stunden stehen. Man kann auch zwecks leichterer Homogenisierung kurze Zeit im Brutschrank oder im Wasserbad erwärmen. Hernach wird die Masse scharf zentrifugiert, das Sediment in Kochsalzlösung einmal gewaschen und auf Objektträger ausgestrichen. Die Ausstriche haften besser auf dem Glas, wenn man sie mit einer dünnen Schicht Eiweiß oder unbehandeltem Sputum antrocknet.

Das Spenglersche Verfahren besteht darin, daß man das Sputum in eine Petrischale gießt, ausbreitet und auf dem Innern des Schalendeckels 10 Tropfen der käuflichen Formalinlösung ausstreicht, die Schale mit dem Deckel schließt und $^1/_2$ Stunde bei 20 Grad stehen läßt. Das Formalin wird teilweise verdunsten; die Dämpfe werden einen Teil der Begleitbakterien im Auswurf abtöten. Übertragen wir sodann vom Sputum die kleinen körnigen Massen („Linsen") auf Glyzerinagar, so werden wir, vorausgesetzt, daß das Sputum von einem Tuberkulösen stammt, Tuberkelbazillenkulturen bekommen.

Nach einem von Ellermann und Erlandsen angegebenen Verfahren werden 10—15 ccm Sputum mit 6 ccm 0,6prozentiger Sodalösung in einem kleinen Meßzylinder oder einem kleinen Kochkolben, den man mit Stopfen verschließt, 24 Stunden lang auf 37 Grad gehalten. Man gießt die Flüssigkeit ab, zentrifugiert den Bodensatz und behandelt das Sediment mit etwa der vierfachen Menge 0,25prozentiger Natronlauge, die man innig mit dem Bodensatz mischt und über der Flamme vorsichtig zum Kochen bringt. Man zentrifugiert nochmals und streicht vom Sediment geringe Mengen auf Objektträger zum Zwecke der Färbung aus.

Die Kultur von Diphtheriebazillen gelingt uns leicht, wenn wir als Nährboden Blutserum benützen, dessen Herstellung auf S. 35 beschrieben ist. Namentlich dann gelingt die Zucht gut, wenn wir von Hammelblut ausgehen und die Kultur auf 37 Grad halten.

Wir wollen bei dieser Gelegenheit noch auf das Lubenausche Verfahren aufmerksam machen, bei dem das Blutserum durch Eigelb ersetzt ist. Nach diesem Verfahren arbeitet man folgendermaßen: Man wascht 5 Eier mit heißem Seifenwasser ab, legt sie in 90prozentigen Alkohol, läßt nach 5 Minuten den Alkohol abtropfen und verdunstet den an der Schale noch haftenden Rest durch Bestreichen mit der Bunsenflamme. Dann sucht man das Eiweiß, das wir nicht benützen, vom Eigelb zu trennen, indem man ein Loch in die Schale stößt und das Eiweiß abfließen läßt. Das zurückbleibende Eigelb der 5 Eier bringt man in einen sterilisierten Kochkolben, schüttelt um, gießt 100 ccm neutralisierter Fleischwasserbouillon hinzu, der wir 1 % Traubenzucker zufügten, füllt je 10 ccm in sterile Reagenzgläser ab, legt die Gläser schief in den Apparat, in dem wir das Serum erstarren ließen und erwärmt auf 90 Grad, wodurch wir ebenfalls ein festes, für die Zucht der Diphtherie-Erreger geeignetes Nährmedium erhalten.

Typhusbazillen gedeihen auf den üblichen Nährböden gut, jedoch hat man sich längst bemüht, für die Typhusbazillenisolierung eine Methode auszuarbeiten, die auf der Ausgestaltung besonderer Nährböden beruht. Vor allem handelt es sich um den der Form nach dem Typhusbazillus ähnlichen Colibazillus, den es bei der Isolierung auszuschalten gilt. Der Colibazillus hat die Eigenschaft, Säure zu bilden, wodurch er sich vom Typhusbazillus unterscheidet. Bieten wir also in unserem Nährboden dem Colibazillus die Gelegenheit, seine säurebildenden Eigenschaften zu entfalten und fügen wir dem Nährboden noch blaue Lackmuslösung zu, so können wir leicht makroskopisch die Colibazillen ausschalten, denn an den Stellen, wo sie sich befinden, zeigen sich rote Flecken, da die vom Colibazillus gebildete Säure den Lackmus rot färbt. Der Typhusbazillus dagegen verändert den Lackmus im Nährboden nicht.

Der von Drigalski und Conradi angegebene Lackmusnutroseagar ist der zur Typhusbazillenzucht aus infektiösem Material meistbenützte Nährboden. Zu seiner Herstellung lassen wir auf 1,5 kg gehacktes Pferdefleisch 24 Stunden lang 2 Liter Wasser bei Zimmertemperatur einwirken, pressen den Fleischsaft ab und kochen diese Fleischbrühe eine Stunde lang. Dem Filtrat fügen wir 20 g Pepton, 20 g Nutrose, 10 g Kochsalz hinzu, kochen nochmals 1 Stunde lang, filtrieren, setzen zu dem Filtrat 65 Gramm Stangenagar, stellen das Gefäß mit dem Deckel verschlossen in unsern Dampfkochtopf und lassen den Dampf drei Stunden einwirken. Man fügt sodann Normalnatronlauge hinzu und zwar soviel, bis eine Probe des Gefäßinhalts rotes Lackmuspapier schwach blau färbt, filtriert im Heißwassertrichter und kocht nochmals eine halbe Stunde. Darauf läßt man die Masse ein wenig abkühlen und setzt Lackmusmilchzuckerlösung zu.

Diese Lösung bereitet man aus 260 ccm Kahlbaumscher Lackmuslösung, die 10 Minuten gekocht wird und einen Zusatz von 30 g chemisch reinen Milchzuckers erhält, wonach nochmals 15 Minuten gekocht wird. Die Lackmusmilchzuckerlösung soll, wenn man sie mit dem Nährboden zusammenbringt, eine Temperatur von 40—50 Grad haben. Nach kräftigem Schütteln tropft man in den Nährboden eine Lösung von 10prozentiger wasserfreier Soda, bis der beim Schütteln sich bildende rote Schaum eine blauviolette Farbe annimmt. Als letztes kommen noch 20 ccm einer Kristallviolettlösung hinzu, die wir aus 0,1 Gramm Kristallviolett (B Höchst) und 100 ccm Wasser hergestellt haben. Die Typhus- und Paratyphusbazillen wachsen auf diesem Nährboden glasig blau und sehen Tautropfen ähnlich; die Colibazillenkulturen haben dagegen eine hellrote Farbe.

Ein guter Nährboden für die Differentialdiagnose ist ferner der von Endo angegebene Fuchsinnährboden: 1 Liter 3prozentiger, nach der auf S. 33 beschriebenen Methode hergestellter, neutral reagierender Nähragar wird mit 100 ccm 10prozentiger Sodalösung alkalisch gemacht und erhält sodann folgende Zusätze: 10 g Milchzucker, 5 ccm gesättigte alkoholische Fuchsinlösung und 25 ccm frisch bereitete 10prozentige Natriumsulfitlösung. Der Nährboden wird beim Starrwerden beinahe farblos sein. Streicht man auf diesem Nährboden Kot, der auf Typhusbazillen verdächtig ist, aus, so werden die Colibazillen stark rot wachsen, während die Typhus- und Paratyphusbazillen farblos erscheinen.

Neuerdings sind durch die chemische Fabrik von E. Merck in Darmstadt „Endotabletten" beziehbar, die einen fertigen Endonährboden geben, wenn sie zu neutralem Agar oder Ragitagar gesetzt werden. Mit Hilfe dieser Tabletten hergestellter Nährboden ist aber wesentlich teurer, als wenn man den Zusatz selbst herstellt.

Das von Roth, Ficker und Hoffmann beschriebene Verfahren, typhusverdächtiges Material vor dem Aufstrich auf Drigalskiagar zu behandeln, ist folgendes: 100 ccm Rindfleischwasser mischt man mit 6 g Pepton und 0,5 g Kochsalz. Man neutralisiert mit Normalnatronlauge, bis Phenolphtaleinpapier schwach rot wird und fügt noch 3,6 ccm dieser Normalnatronlauge hinzu. Die Mischung wird in einen Erlenmeyerkolben mit Wattebausch gesetzt und 10 Minuten lang im Dampftopf sterilisiert. Nach dem Erkalten fügt man noch 105 ccm einer 1,2prozentigen Kochsalzlösung und 1,4 ccm einer 0,1prozentigen Kristallviolettlösung bei. Die letzteren beiden Lösungen fertigt man getrennt voneinander in sterilen Kölbchen mit sterilisiertem und destilliertem Wasser an. Man bringt vom verdächtigen Stuhl 0,9 ccm in die Gesamtmischung (dicker Stuhl wird mit etwas 1,2prozentiger Kochsalzlösung verrieben) und stellt den Kolben 13 Stunden in den Brutschrank. Hernach wird mit Spatel auf Lackmusnutroseagar (s. S. 37) ausgestrichen. Diese Art der Anreicherung ist jedoch wenig mehr gebräuchlich; besser ist die nach Lentz und Tietz: Vorkultur auf Malachitgrünplatte (24 Stunden), dann Abschwemmen mit steriler Kochsalzlösung (0,85 %), zuletzt Aussaat auf Conradi-Drigalskiagar.

Zur Bereitung des Löfflerschen Malachitgrün-Safranin-Reinblau-Agars fügt man einem Liter 3prozentigen Nähragars 5 ccm Normalnatronlauge und nach der Sterilisation 100 ccm 10prozentiger Nutroselösung, die mit sterilisiertem, destilliertem Wasser hergestellt wurde, zu. Man läßt die Agarmasse durch Absetzen klären, gießt die klare Lösung in einen andern sterilisierten Kolben und bringt zu je 100 ccm dieser Lösung, die eine Temperatur von 45 Grad haben soll, 3 ccm Rindergalle, die durch Kochen sterilisiert und filtriert wurde, hernach 1 ccm einer 0,2prozentigen wässerigen Lösung von Safranin-Rein (Dr. Grübler & Co., Leipzig) und 3 ccm einer 1prozentigen wässerigen Lösung von „Reinblau, doppelt konzentriert" (Farbwerke Höchst a. M.), ferner 3—4 ccm einer 0,2prozentigen wässerigen Lösung von „Malachitgrün krist. chem. rein" (Farbwerke Höchst a. M.). Der Nährboden ist dann fertig zum Ausgießen in Platten, auf denen die Typhuskolonien blau durchscheinend, flach aussehen und etwa nach 36 Stunden Metallglanz zeigen werden. Die Paratyphusbazillen B haben ähnliches Aussehen, Paratyphus A erscheint rund, glashell, bläulich, Bac. Gärtner rund, saftig, rot, die Colikolonien sind rot oder rötlich.

Von der Registrierung der vielen andern Vorschläge zur Differentialdiagnose durch Nährbodenspezialisierung sehen wir ab.

Zur Isolierung der Typhusbazillen aus Blut wird sterile Rindergalle verwendet: Conradi fügt der Rindergalle 10 % Pepton und 10 % Glyzerin zu, sterilisiert und fängt 0,5 ccm Patientenblut in 1 ccm dieser Gallenmischung auf.[7])

[7]) Ist das Blut bereits geronnen, so setzt man zur Galle einige Tropfen einer Trypsin-Glyzerin-

Kayser mischt einfach 2,5 ccm Patientenblut mit 5 ccm bei 110 Grad sterilisierter Rindergalle,[8]), bebrütet bei 37 Grad[9]) und streicht wie Conradi auf Drigalski- oder Endoplatten (s. S. 37 u. 38) aus.

Die Choleravibrionen gedeihen auf den gewöhnlichen Nährböden gut. Es sind jedoch wegen der Wichtigkeit des Nachweises einige Methoden auf bestimmten Nährböden ausgearbeitet worden, die hier besprochen werden sollen.

Vor dem Ausstrich verdächtigen Materials auf Gelatine oder Agar reichert man zweckmäßig mit Peptonwasser an, das aus 1—2 % Pepton, $^1/_2$—1 % Kochsalz und 100 ccm destilliertem Wasser hergestellt wurde. Man verteilt das Peptonwasser in Mengen von je 10 ccm in kleine Reagenzgläser und sterilisiert in gewöhnlicher Weise. Bei der Cholera-Untersuchung verteilt man in 6 Peptonwasserröhrchen, die vorher $^1/_2$ Stunde lang im Brutschrank bei 37 Grad standen, je eine Platinöse des verdächtigen Materials, untersucht nach 6, 12 und 24stündigem Verweilen im Brutschrank bei 37 Grad die oberflächlichen Schichten der Röhrchen und wählt das verdächtigste aus. Einige Ösen der Oberflächenschicht davon streicht man auf einige Agar- und Gelatineplatten aus.

Auf der Deykeschen Alkalialbuminatgelatine haben die Choleraerreger ein charakteristisches Aussehen. Alkalialbuminat kann von E. Merck, Darmstadt, fertig bezogen werden. Man nimmt 3 g davon und verarbeitet es mit 1 g Pepton, 1 g Kochsalz, 10—15 g Gelatine und 100 g Wasser. Neutralisiert wird mit Normalsalzsäure und hernach alkalisiert mit 0,75 g kristallisierter Soda. — Man kann jedoch auch Alkalialbuminat nach folgendem Rezept selbst herstellen: auf 1 kg feingehacktes, fettfreies Kalbfleisch läßt man 1200 ccm 3prozentige Kalilauge bei 37 Grad 48 Stunden lang einwirken und hält nach dieser Zeit die Flüssigkeit 3 Stunden lang auf 60—70 Grad. Der Saft wird abfiltriert und so lange mit 10prozentiger Salzsäure versetzt, bis sich kein Niederschlag mehr bildet. Man filtriert und löst den Niederschlag in soviel konzentrierter Sodalösung, daß die Lösung rotes Lackmuspapier schwach blau färbt, dampft auf dem Wasserbad ein und trocknet den Rückstand bei 100 Grad. Das erhaltene Pulver benützt man wie das käufliche Alkalialbuminat.

Zu einem Nährboden, auf dem die Cholerabazillen üppig, Colibakterien jedoch nur schwach oder gar nicht wachsen, mischt man gleiche Teile defibriniertes Rinderblut und Normalkalilauge und sterilisiert $^1/_2$ Stunde im strömenden Dampf. 30 Teile dieser Mischung zu 70 Teilen Nähragar ergeben den Dieudonnéschen Blutalkaliagar.

Um Influenzabazillen aus Bronchialsputum zur Kultur zu bringen, verreibt man das Sputum mit einigen Kubikzentimetern Bouillon und streicht diese Masse auf Taubenblutagar aus. Diese Agarart stellt man in der Weise her, daß man mit einer sterilen Kanüle an der Taubenflügelinnenseite oder durch Einstich in den vorher mit Alkohol desinfizierten Brustmuskel Blut entnimmt (es sind nur Spuren Blut nötig) und das Blut mit Agar in solcher Menge vermischt, daß er eine schwach rötliche Färbung annimmt. Die Kulturgläser werden in den Brutschrank bei 37 Grad gestellt. Der Influenzabazillus ist in Reinkultur nur auf hämoglobinhaltigen oder auf Eigelb-Nährböden zu züchten, während er in Gemeinschaft mit Staphylococcus pyogenes aureus äußerst üppig auch auf hämoglobinfreien Nährböden wächst.

Die Erreger der Meningitis (Starrkrampf), die Meningokokken, züchtet man am besten auf dem von Esch empfohlenen Hammelblut-aszites-Maltoseagar: 60 ccm Nähragar, der 1 % Pepton Witte enthält, werden nach dem Flüssigwerden auf etwa 50 Grad abgekühlt und mit 20 ccm sterilem, defibriniertem Hammelblut, 10 ccm Aszitesflüssigkeit und 4 ccm Maltosebouillon (1 g Maltose in 3 ccm Bouillon) versetzt.

Zur Zucht der Gonokokken kann man die gewöhnlichen Nährböden nicht benützen. Man ist auf Spezialnährböden angewiesen, von denen sich besonders der Menschenblutserumagar nach Wertheim bewährt hat. Zu dessen Herstellung gebraucht man: Menschenblut, das man am einfachsten durch manuelles Ausdrücken der geborenen Plazenta gewinnt und das wie das auf S. 35 erwähnte Tierblut zur Serumgewinnung verarbeitet wird. 1 ccm des Serums wird mit 10 ccm flüssig gemachtem, auf etwa 40—50 Grad abgekühlten Agar vermischt. Bei der Gonokokkenzüchtung ist möglichst eine Temperatur von 36 Grad einzuhalten.

---

lösung nach Kerstein (erhältlich bei Grübler, physiol.-chem. Laboratorium, Dresden-Plauen) zu.

[8]) Bezugsquelle: Dr. Grübler u. Co., Leipzig.

[9]) Typhusgallenröhrchen sind bei F. und M. Lautenschläger, Berlin, sowie bei E. Merck, Darmstadt erhältlich.

Zur Fortzüchtung der Gonokokken eignet sich der Wassermannsche Nutrose-Nährboden, zu dessen Bereitung 15 ccm Schweineblutserum mit 40 ccm Wasser, 2—3 ccm Glyzerin und 0,8 g Nutrose unter ständigem Schütteln 15 Minuten lang gekocht wird. Am folgenden Tag wird in derselben Weise das Kochen wiederholt. In dieser Form hält man die Flüssigkeit vorrätig. Zu Kulturzwecken mischt man sie unmittelbar vor der Infektion zu gleichen Teilen mit 45 Grad warmem Agar, der 2 % Pepton enthält, nachdem man sie vorher ebenfalls auf 45 Grad erwärmte.

Wesentlich einfacher ist die Kultur auf Aszitesagar. Man gewinnt bei der Punktion von Bauchwassersucht oft 5—6 Liter Flüssigkeit, sog. Aszitesflüssigkeit. Diese wird steril aufgefangen, in kleine Kölbchen von etwa 50 ccm Inhalt abgefüllt und 2—3 Tage im Brutschrank beobachtet. Die Kölbchen, in denen sich Bakterienwachstum zeigt, werden verworfen. — Man kann die Aszitesflüssigkeit auch in Literflaschen aufbewahren, in denen man vorher etwa 50 ccm Chloroform gefüllt hat. Vor Gebrauch füllt man in ein kleines Kölbchen ab, und läßt das Chloroform bei 56 Grad verdunsten. Auf 1 Röhrchen auf 45 Grad abgekühlten Agars nimmt man $^1/_2$—1 ccm Aszitis. Die Gonokokken und ebenso die Meningokokken, die sehr ähnlich sind, wachsen aber besser, wenn die Aszitesflüssigkeit ohne Chloroform aufbewahrt war.

Drittes Kapitel.

Die Isolierung der Bakterien.

Nachdem uns das vorhergehende Kapitel mit der Herstellung der Nährböden vertraut gemacht hat, wollen wir jetzt ihre Anwendung kennen lernen. Wir unterrichten uns dazu zunächst über die allgemeinen Prinzipien. Die Mikroorganismen sind in den Stoffen, die bakteriologisch untersucht werden sollen, meistens in großer Anzahl und in den verschiedensten Arten vorhanden. Der Bestimmung der einzelnen Arten muß deshalb ihre Trennung voneinander vorausgehen. Die einzelnen Arten sind, wie man sagt, zu *isolieren*. Hierzu gibt es verschiedene Mittel. Am einfachsten wäre es, von der zu untersuchenden bakterienhaltigen Flüssigkeit mit Hilfe einer feinen Pipette eine kleine Menge in eine sterile Nährlösung (z. B. Bouillon oder Peptonwasser) zu übertragen, von dieser „geimpften" Nährlösung wiederum eine Spur in ein steriles Gläschen mit Nährboden zu bringen und in derselben Weise fortzufahren, bis etwa 8—10 Gläschen behandelt sind. Dadurch würde der Bakteriengehalt des übertragenen infizierten Materials immer geringer werden, und es besteht schließlich die Möglichkeit, daß in dem letzten Gläschen ein einzelner Keim, d. h. eine einzelne Art zur Entwicklung kommt. Unsere Überlegung wird uns jedoch sofort einwenden lassen, daß endlose Zeit vergehen kann, bis wirklich alle Arten isoliert sind. Man wird deshalb diese von *Klebs* zuerst vorgeschlagene *Methode der fraktionierten Kultur* nicht allzuhäufig anwenden.

Das am häufigsten angewendete Verfahren zur Bakterien-Isolierung verdanken wir *Robert Koch*. Er benützte einen Gelatinenährboden, dessen Zubereitung wir auf S. 33 kennen gelernt haben. Dieser Nährboden teilt die Eigenschaft leichter Bakterienverteilung mit den Flüssigkeiten; er bietet ferner nach seinem Festwerden den großen Vorteil, daß er die Bakterien in ihrer Verteilung fixiert. Die Individuen wachsen an der fixierten Stelle, werden zu sichtbaren Kolonien und können mit Leichtigkeit mit Hilfe steriler Nadeln einzeln in Reagenzgläschen mit Nährboden übertragen werden. Damit war das *Prinzip der Reinkultur* erfunden. Der einzige, dem Koch'schen Verfahren anhaftende Übelstand, daß nämlich die Gelatine bei 37 Grad, also bei der Temperatur, bei der viele Bakterien am besten gedeihen (Optimaltemperatur), flüssig ist, wurde durch Frau *Hesses* Vorschlag, Agar zur Bakterienzucht zu verwenden, behoben.

Um die auf den Gelatineplatten zur Entwicklung gelangten, sichtbar gewordenen Kolonien zur Isolierung in mit Nährboden beschickten Reagenzgläsern zu übertragen, benützt man *Platinnadeln*. Der Agar muß in den für solche Kulturen bestimmten Reagenzgläschen schief erstarrt sein, damit eine größere Oberfläche zum Aufstreichen vorhanden ist.

Man hat beim Kochschen Plattenverfahren mit Recht eingewendet, daß manche Kolonien auf den Platten möglicherweise nicht aus einem einzigen Individuum, sondern aus mehreren,

aneinander haftenden, oder bei der Fixierung in der Gelatine in unmittelbarer Nähe voneinander liegenden hervorgegangen sein können. Burri hat deshalb eine Methode ausgearbeitet, nach der wirklich einwandfreie Einzell-Kulturen möglich sind: Man verdünnt Pelikantusche 541[10]) mit destilliertem Wasser (1 Teil Tusche, 9 Teile Wasser), bringt je 10 ccm dieser Mischung in Reagenzgläser, verschließt mit Watte und sterilisiert 30 Minuten lang (vom Strömen des Dampfes an gerechnet) im Dampftopf. Dann läßt man die Gläschen zwei Wochen lang stehen und entnimmt das Material hernach nur von der Oberflächenschicht, indem man auf einen mit Alkohol gereinigten Objektträger mit einer großen Platinöse 4 Tropfen nebeneinander setzt. Man verreibt eine sehr geringe Menge des Untersuchungsmaterials im 1. Tuschetropfen,

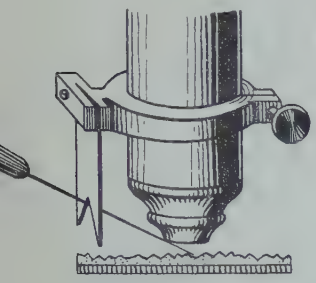


Abb. 55. Vorrichtung zum Abimpfen von Bakterien nach Prausnitz.
(Bezugsquelle: P. Altmann, Berlin; Preis M 15.—)

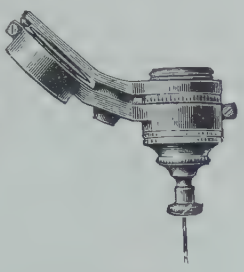


Abb. 56. Bakterienharpune nach Unna.
(Preis M 5.—)

bringt eine Spur des ersten Tropfens in den zweiten, eine Spur des zweiten in den dritten, und eine Spur des dritten in den vierten (die Öse nach Absetzen der einzelnen Tropfen nicht ausglühen!). Nun wird eine Schreibfeder zum Keimfreimachen einmal durch die Bunsenflamme gezogen, und nach dem Abkühlen in den vierten Tropfen getaucht. Das anhaftende Material trägt man auf eine Gelatineplatte, die möglichst fest sein soll, in mehrere regelmäßige Reihen von kleinen Pünktchen, die man nach einer halben Minute mit einem sterilisierten Objektträger-Deckglas bedeckt. Die dann erfolgende mikroskopische Untersuchung mit starkem Trockensystem wird die Bakterien helleuchtend zwischen den Tuscheteilchen zeigen, und es wird leicht sein, ein Tuschepünktchen zu finden, das nur eine Bakterienzelle enthält. Man markiert das betreffende Tuschepünktchen auf der Unterseite der Petri-Schale und wartet ab, bis sich die Zelle auf dem Tuschpunkt zur makroskopisch sichtbaren Kolonie entwickelt hat, von der man dann leicht Teile mit der Platinnadel vorsichtig auf Nährböden übertragen kann. Das Deckgläschen kann auch schon früher abgenommen werden, so daß der Sauerstoff besser zur Kultur zutreten kann.

Handelt es sich um Bakterien, die auf Gelatine nicht wachsen, oder höhere Temperaturen zum Gedeihen benötigen, so verfährt man zuerst genau in derselben Weise, wie oben beschrieben wurde, nur daß man die Pünktchen weiter voneinander entfernt anbringt. Darauf bedeckt man jedes Pünktchen mit einem Deckglassplitter, untersucht mit dem Mikroskop, wo eine einzelne Zelle liegt, markiert, hebt mit einer sterilen Pinzette den Splitter ab, an dem die Tusche samt der Bakterienzelle haften wird und überträgt auf den geeigneten Nährboden, der die entsprechende Züchtungstemperatur ermöglicht (Anaeroben z. B. läßt man in verflüssigten abgekühlten Agar fallen).

Nach Trautmann vertragen empfindliche Bakterien, besonders die menschenpathogenen Arten, die Behandlung mit Tusche schlecht, sie werden im Wachstum geschwächt; Choleravibrionen sterben ab.

Das Burrische Einzell-Verfahren wird man nicht immer anzuwenden haben. Sehr häufig wird es genügen, mit Hilfe der Platinnadel Spuren der sichtbar gewordenen Kolonien getrennt in Nährbodengläschen zu übertragen. Zur Erleichterung des Abimpfens von der Kulturplatte zwecks Isolierung der einzelnen Bakterienarten hat man verschiedene Vorrichtungen konstruiert, die man anwendet, wenn es sich um makroskopisch nicht sichtbare Kulturen handelt. Die in Abb. 55 dargestellte Bakterienharpune nach Prausnitz besteht aus einem am Mikroskoptubus zu befestigenden Klemmring mit daran befestigtem Platinblech, in dessen Ausschnitt die Platinnadel sichere Führung hat. Die Bakterienharpune nach Unna (Abb. 56) ist eine Nadel, die in einem sich oben zu einem Schraubengewinde erweiternden Metallzylinder steckt, der nach Einstellung der Kolonie an Stelle des Objektivs an den Revolver angeschraubt wird und beim Senken des Tubus die gewünschte Kolonie aussticht.

Zum Zwecke der Kulturkonservierung schmilzt man die Reagenzgläschen zu. Der Nährboden ist dadurch gegen Austrocknung geschützt. Auch durch Eingießen von flüssigem Paraffin in das Reagenzglas, nachdem der Wattebausch in das Glas geschoben wurde, kann man dieses Ziel erreichen. Zur Konservierung

[10]) Bezugsquelle: Dr. Grübler u. Co., Leipzig.

von Petrischalenkulturen gießt man zwischen die seitlichen Wandungen Paraffin[11]) oder tötet die Kulturen dadurch ab, daß man auf den Deckel ein Stück Filterpapier legt, das mit Formalin getränkt ist. Bei Reagenzglaskulturen befeuchtet man das untere Ende des Wattebausches mit Formalin. In beiden Fällen läßt man das Formalin etwa acht Tage einwirken. Man schmilzt aber auch hier die Gläschen besser zu.

Soll bestimmt werden, wie groß der Bakteriengehalt eines zu untersuchenden Mediums ist, so verfährt man bei Flüssigkeiten folgendermaßen: Ist der Keimgehalt voraussichtlich gering, so wird 1 ccm oder ein Bruchteil eines Kubikzentimeters unverdünnt ausgesät, indem mit



Abb. 57. Zählplatte für Petrische Doppelschalen nach Lafar.
(Bezugsquelle: P. Altmann, Berlin; Preis M 9.50.)

einer sterilen Pipette die gewünschte Menge, genau abgemessen, auf dem Boden einer sterilen Petrischale tropfenweise verteilt und verflüssigte Nährgelatine oder Nähragar[12]) daraufgegossen wird. Die innige Vermischung des Nährbodens mit dem Aussaatmaterial kann durch schnelles Umrühren mit dem über der Flamme unter Drehen sterilisierten oberen Rand des Röhrchens, das den Nährboden enthalten hatte, erfolgen, worauf die Deckschale aufgesetzt wird. Man kann auch sofort nach dem Eingießen des Nährbodens die Platte zudecken und dann durch vorsichtiges Hin- und Herneigen den Inhalt vermischen, wobei die Berührung des flüssigen Schaleninhalts mit der Deckschale vermieden werden muß. Bei der Herstellung der Kulturplatten muß das Eindringen fremder Keime möglichst vermieden werden; zum Eintröpfeln des Untersuchungsmaterials und zum Eingießen des Nährbodens lüfte man mit einer Hand am Deckel der Petrischale nur einen Spalt, während man mit der anderen die Arbeiten ausführt. Die so vorbereitete Schale wird, wenn Agar enthaltend, bei 37 Grad, eine Gelatineplatte bei 20—22 Grad aufbewahrt.

Um bei festen Substanzen, z. B. Butter, die Keimzahl zu bestimmen, wiegt man auf einer feinen Wage (Analysenwage) eine möglichst kleine Menge des Untersuchungsmaterials genau ab, verdünnt es mit 100 ccm sterilen, leicht erwärmten Wassers, schüttelt gut um, damit sich das zu untersuchende Medium möglichst gleichmäßig im Wasser verteilt und bringt von dieser Aufschwemmung, in gleicher Weise, wie oben beschrieben, 0,5 ccm zur Aussaat.

Je nach der Wachstumsschnelligkeit der vorhandenen Keime kann schon nach 1—2 oder erst nach 10 Tagen angenommen werden, daß kein weiteres Wachstum mehr erfolgt. Die bei 37° verwahrten Agarkulturen können in der Regel nach 1 oder 2 Tagen ausgezählt werden, auf Gelatine züchtet man 7—10 Tage. Sollte diese an einzelnen Stellen schon früher verflüssigt werden, so nimmt man die Auszählung sofort vor oder unterbricht das Wachstum durch Formalinisierung.

Zum Zählen der Kolonien ohne Mikroskop hat Lafar eine einfache Zählplatte konstruiert (Abb. 57), die aus einer, der Größe eines Petrischalenbodens entsprechenden, in Messing gefaßten runden Glasplatte besteht, in die eine Sektoreneinteilung geritzt ist, die wieder in Felder von je 1 qcm zerfällt. Beim Zählen legt man die Zählplatte mit Kulturschale am besten auf einen schwarzen Untergrund und zählt mit bloßem Auge oder mit Lupe einen oder mehrere Sektoren aus, nimmt das Mittel und multipliziert mit 6. Bei sehr dicht stehenden Kolonien kann man auch nur einige der 1 qcm-Felder zählen und dann die Gesamtzahl danach berechnen. Bei Vorhandensein von makroskopisch nicht sichtbaren Kolonien muß jedoch unter dem Mikroskop gezählt werden.

Die Methode für Gesamtauszählung von L. Heim, modifiziert von G. Schütz, wird von Heim folgendermaßen beschrieben: Auf der Unterseite der Schale werden mit Tusche parallele Linien so weit voneinander entfernt gezogen, daß ein Linienpaar eben noch im Ge-

[11]) Anstatt Paraffin kann man auch Plastilin verwenden; man erspart auf diese Weise das Erwärmen.

[12]) Der Agar muß auf etwa 40—45° abgekühlt sein, ehe er mit dem Untersuchungsmaterial in Berührung kommt, weil sonst die Gefahr besteht, daß durch die zu hohe Temperatur des Agars empfindliche Keime abgetötet werden, also nicht zu sichtbaren Kolonien auswachsen können.

sichtsfeld erscheint. Bei Verwendung von Leitz-Objektiv 1 wird man demzufolge die Linien $5^1/_2$ bis 6 mm, für Objektiv 2 nur $2^1/_2$ bis 3 mm voneinander entfernt anlegen. Zur Zählung zieht man die durch die Linien begrenzten Streifen der Reihe nach langsam durch das Gesichtsfeld und bewegt dabei den groben Trieb auf und ab, um auch tiefer liegende Kolonien nicht zu übersehen. Der zu zählende Streifen wird auf der Unterseite mit einem Tuschpunkt angemerkt, nach der Durchzählung mit einem x. Für Kolonien, die auf einem Strich liegen, gelte die Regel, immer nur die mitzuzählen, die auf der oberen der beiden Linien gelegen sind.

Die Anwendung der Gesamtauszählung begrenzt sich bei etwa 1000 bis 1500 Kolonien. Dazu ist etwa $^3/_4$ Stunde nötig. Bei mehr wird nach ganzen Gesichtsfeldern, bei sehr vielen nach Teilen von Gesichtsfeldern gezählt.

Will man nach Gesichtsfeldern auszählen, so bringt man auf der Unterseite der Schale 30 Tuschepünktchen möglichst gleichmäßig, aber unparteiisch verteilt an. Diese Punkte bringt man der Reihe nach unter das Gesichtsfeld und bezeichnet die ausgewählten mit einem x. Die Ergebnisse werden addiert und durch 30 dividiert. Gesichtsfelder, in denen kein Keim war, müssen natürlich mit Null eingezählt werden, um ein richtiges Mittel zu erhalten. 30 Gesichtsfelder hat M. Neißer als die Menge ermittelt, bei der man von einer Kolonienzahl von 1500 und darüber höchstens einen Fehler von $\mp\, ^1/_8$ oder $^1/_7$ macht. Schließlich ist noch der Durchmesser der Kulturschale und der Durchmesser eines Gesichtsfeldes in Millimetern zu messen.

Zur Auszählung der Teile von Gesichtsfeldern eignet sich die Okularzählscheibe von L. Heim (s. S. 22). Je nach der mehr oder weniger dichten Besäung der Platte wählt man den innersten oder einen der äußeren Kreise. Die Strichkreuze gewähren gute Anhaltspunkte für das Auge; zählt man die Sektoren in der Richtung des Uhrzeigers fortschreitend nacheinander aus, so wird man kaum eine Kolonie übersehen oder doppelt zählen.

Bei diesen Verfahren der Keimzählung auf der Platte ist jeweils vorausgesetzt, daß jede Kolonie aus nur einem Keime hervorgegangen ist.

Gewisse Bakterienarten, die sog. obligaten Anaerobier, gedeihen bei Luftzutritt nicht; sie müssen in sauerstofffreier Atmosphäre gezüchtet werden. Den sogenannten fakultativen Anaerobiern schadet eine geringe Menge Sauerstoff nicht. Die zur Anaerobierzucht benützten fertigen Nährböden (denen man geringe Menge reduzierender Stoffe (Zucker, ameisensaures Natron) zusetzen kann, werden vor dem Gebrauch einige Minuten gekocht. Darauf fügt man wenige Tropfen alkoholischer Methylenblaulösung hinzu. Entfärbt sich diese Lösung, so ist dies ein Zeichen dafür, daß der Sauerstoff aus dem Nährboden entfernt ist.

Benützt man flüssigen Nährboden zur Anaerobierzucht, so genügt das Hinzufügen von sterilem Hirnbrei[13]), oder anderer frischer, steril entnommener Organe, um die für das Wachstum der Anaerobier notwendigen Bedingungen zu schaffen, weil dadurch eine Reduktionswirkung innerhalb der Nährflüssigkeit hervorgerufen

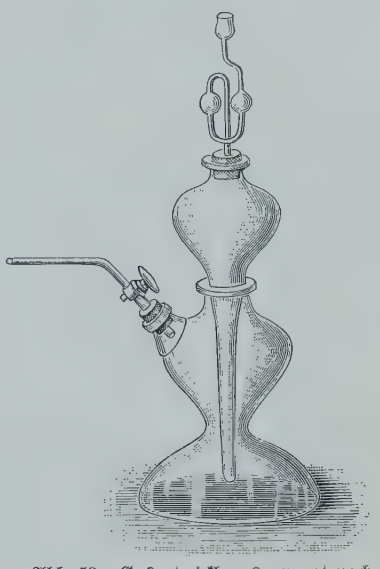


Abb. 58. Gasentwicklungsapparat nach Kipp.

wird. Vorzüglich geeignet für diesen Zweck ist auch die Leber. Ein oder mehrere kleine Stückchen davon werden vorsichtig in ein steriles Reagenzglas gebracht, mit Nährbouillon überschichtet und in gewöhnlicher Weise sterilisiert.

Die Züchtung von Anaerobiern gelingt oft schon bei Beschränkung des Luftzutritts. Dafür sind folgende Methoden angegeben worden:

R. Koch benützte Glimmerplatten, die er auf die geimpfte Gelatineplatte legte. Das elastische Glimmerplättchen schmiegt sich fest an die Gelatine, so daß keine Luft dazwischen kommt.

[13]) Hirn wird mittelst einer Hackmaschine zerhackt, mit der gleichen Menge Wasser langsam zum Kochen gebracht und eine Viertelstunde lang unter fleißigem Umrühren schwach gekocht. Dann wird die Masse durch ein dichtes Drahtsieb gedrückt, in Kolben gefüllt und sterilisiert.

Nach Liefmann wird statt Gelatine Traubenzuckeragar geimpft und dieser ebenfalls mit einer Glimmerplatte bedeckt, deren Rand mit Nährboden abgedichtet wird. Auch alte

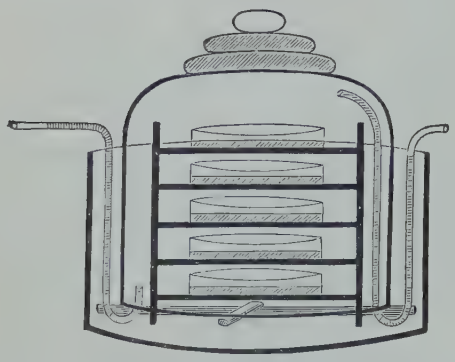
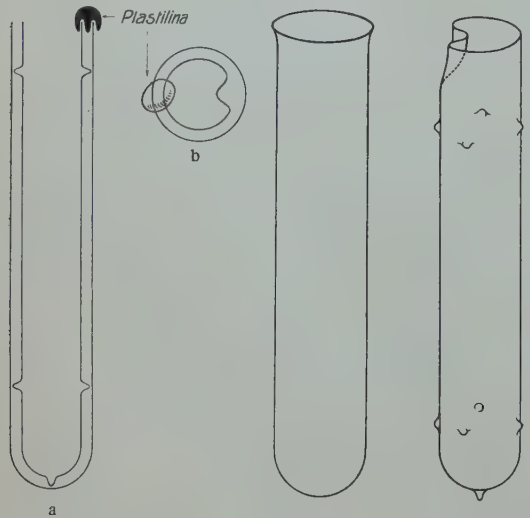


Abb. 59. Apparat zur Isolierung von Anaeroben-Kulturen nach Botkin.
(Bezugsquelle: P. Altmann, Berlin; Preis M 12.—)

photographische Platten, die vorher sterilisiert wurden, können auf die angegebene Weise als luftabschließende Deckel verwendet werden.

Das Verfahren von K. Würcker beruht auf den gleichen Prinzipien: über die geimpfte Agaroberfläche kommt eine Schicht sterilen Agars, die, noch flüssig, mit einem sterilen Glimmerplättchen bedeckt wird. Darauf gießt man eine dritte, mit Phenol versetzte Agarschicht.



Die Zylinderplatte im Durchschnitt. Äußeres Gefäß. Inneres Gefäß.

Abb. 60. Lindemannsches Kulturgefäß zu Anaeroben-Zucht.
(Bezugsquelle: Schoeps, Juffas Nachfolger, Halle a. S.)

Sehr einfach ist das von Gaffky angegebene Verfahren, der eine ganze gekochte Kartoffel benützt, die ja auch ein Nährboden ist. Man stellt durch einen Stich mit einer Platinnadel oder einem dünnen Glasstab einen kleinen Zugang ins Innere der Kartoffel her, bringt das Untersuchungsmaterial mit der Platinnadel hinein und verschließt den Zugang wieder mit Kartoffelmasse.

Statt einer Kartoffel kann man auch ein frisches Hühnerei verwenden, dessen Schale man mit Lack überzieht, so daß keine Luft durch die Poren der Schale zutreten kann. Komplizierter sind die Verfahren zur vollständigen Evakuation des Zuchtraumes mit der Saugpumpe.

Ein weiteres Mittel ist die Verdrängung der Luft durch Wasserstoff, ein Gas, das wir im Kippschen Apparat (Abb. 58) aus mit verdünnter Schwefelsäure übergossenen Zink- oder Eisenblechabfällen herstellen und durch Einschaltung von Waschflaschen reinigen. In der ersten Waschflasche befindet sich eine Jod-Jodkalilösung, in der zweiten alkalische Pyrrogallussäure. Ist der Wasserstoff eine Zeitlang durch die Glasglocke geströmt, unter der die geimpften Platten stehen (Abb. 59), so werden Zuführungs- und Abführungsstelle abgedichtet.



Abb. 61. Kulturröhrchen für Anaeroben-Zucht nach Buchner. (Bezugsquelle: P. Altmann, Berlin; Preis M 1.50.)

Das auf dem Prinzip des Luftausschlusses beruhende Lindemannsche Kulturgefäß kombiniert die Zylindermethode mit dem Plattenverfahren. Den Rand dichtet man mit Plastilin ab (Abb. 60a und b).

Auch durch chemische Mittel hat man den für die Anaerobier schädlichen Sauerstoff zu absorbieren versucht. Alkalische Pyrrogallussäure hat sich hierfür als besonders geeignet erwiesen. Buchner benützt ein Glasröhrchen, etwas weiter und länger als ein Reagenzglas, in dem ein kleines Drahtgestell steht. Das Gefäß wird mit 1 g Pyrrogallussäure und 10 ccm einer $^1/_{10}$%igen Kalilauge beschickt, dann wird sogleich das geimpfte, mit Watte lose verschlossene Kulturröhrchen auf das Drahtgestell gebracht und das Ganze mit Gummistopfen verschlossen (Abb. 61).

Das gleiche Prinzip verwendet Lentz für Plattenkulturen, indem er einen mit Pyrrogallol getränkten Filzring (Abb. 62), der vor dem Gebrauch mit 1%iger Kalilauge anzufeuchten ist, auf eine Glasplatte legt und ihn mit Plastilin umrandet. Die Kulturschale wird dann über den Filz gestülpt, so daß sich der Schalenrand

fest in den Plastilinkreis eindrückt. Der Durchmesser des Rings muß natürlich kleiner als der der Kulturschale sein.

Heim hat dieses Verfahren von Lentz verbessert; er arbeitet folgendermaßen: Eine Petrischale ohne Deckel wird mit einer runden Glasplatte bedeckt, deren Durchmesser etwa 3 cm größer ist, als der des Schälchens. Man nimmt 10 Gramm Plastilin, rollt es zu einer Stange von 30—32 cm Länge und bildet damit auf der Glasplatte einen Kreis von genau dem Durchmesser der verwendeten Petrischale. In jeden Kreis wird etwa 0,5—0,7 g entfettete Watte gelegt, die mit Wasser befeuchtet und wieder gut und flach ausgedrückt worden ist; der größere Teil der Glasfläche muß jedoch für die spätere Beobachtung der Kultur freigelassen werden. Auf diesen Wattebausch wird eine frisch bereitete Lösung von etwa 0,7 Gramm Pyrrogallol in 1—1½ ccm heißen, destillierten

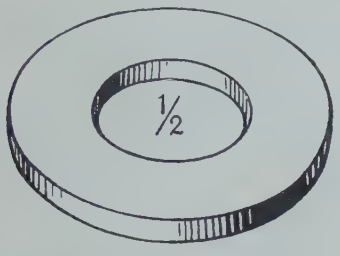


Abb. 62. Ring zum Anaeroben-Verfahren nach Lentz.
(Bezugsquelle: F. u. M. Lautenschläger, Berlin; Preis 10 Stück M 4.—)

Wassers gegossen. Hernach impft man den Nährboden, hält die bestrichene Schale mit der Nährbodenschicht nach unten über die Watte, gießt noch etwa 4—5 ccm Kalilauge darüber, drückt die Schale sofort in den Plastilinkreis und dichtet durch Verstreichen des Plastilins sorgfältig ab.

Bei den beiden letztgenannten Verfahren sind die Kulturgefäße in wenigen Stunden sauerstofffrei. Um ein vorzeitiges Wachstum zu verhindern, kann man die Kulturgläser auf Eis stellen, bis sicher anzunehmen ist, daß das Pyrrogallol den Sauerstoff vollständig absorbiert hat.

Lindemann benützt zur Anaerobenkultur mit Glasdeckel, Gummiring und Drahtbügel verschließbare Einmachgläser, wie sie im Haushalt gebräuchlich sind. In die Gläser stellt er einen niedrigen Drahtdreifuß und darauf legt er ein Porzellansieb, auf das die Kulturschalen oder -Röhrchen gestellt werden, nachdem das Glas mit der entsprechenden Menge Pyrrogallussäure und Kalilauge beschickt worden ist (Abb. 63 a). Die Petrischalen müssen jedoch, damit ihr Inhalt mit der umgebenden Atmosphäre in Verbindung bleibt, mit Einkerbungen versehen sein, die durch den niedrigen Deckelrand nur zur Hälfte bedeckt werden (Abb. 63 b).

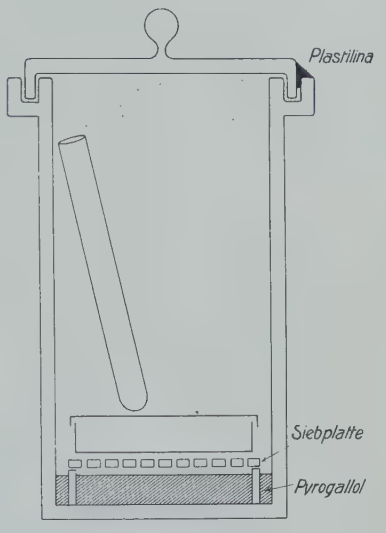


Abb. 63 a. Kulturgefäß zur Anaerobenzucht nach Lindemann.
(Bezugsquelle: Schoeps, Juffas Nachfolger, Halle a. S.)

Von Nikiforoff stammt ein einfaches Verfahren zur Züchtung von Anaerobiern im hängenden Tropfen. An den Ausschliffrand eines vertieften Objektträgers bringt man nicht weit voneinander entfernt einen Tropfen Pyrogallussäure und einen Tropfen Kalilauge, legt das Deckglas mit dem hängenden Tropfen auf und dichtet den Rand mit Vaseline ab. Durch vorsichtiges Neigen mischt man die Pyrogallussäure mit der Kalilauge, ohne daß diese Mischung den hängenden Tropfen berührt.

Eine sehr einfache Methode zur Isolierung von Gärungserregern unter dem Mikroskop,

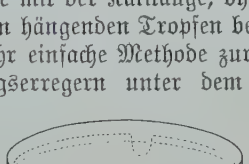


Abb. 63 b. Petrischale.
(Bezugsquelle: Schoeps, Juffas Nachfolger, Halle a. S.)

die sogenannte Tröpfchenkultur, hat P. Lindner angegeben. Es sind hierfür außer den gewöhnlichen Utensilien eine Anzahl hohlgeschliffener Objektträger und Deckgläser, eine Büchse nicht parfümiertes, weder zu hartes noch zu weiches Vaseline und einige Zeichenfedern notwendig. Die Deckgläser reinigt man unter Wasser zwischen den Fingern, übergießt sie mit

96%igem Alkohol, wiederholt das Abreiben unter Wasser und trocknet die Gläschen mit einem sauberen Leinwandlappen. Der Alkohol entfettet die Finger ein wenig und durch das noch-

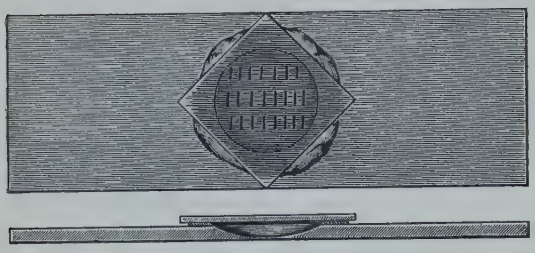


Abb. 64. Tröpfchenkultur (Federstrichkultur) nach Lindner. Die keimhaltige Nährlösung ist mittels einer sterilisierten Zeichenfeder in gleichmäßig dünnen Strichen auf ein Deckgläschen aufgetragen und letzteres mittels Vaseline auf einem hohlen Objektträger befestigt.

malige Abreiben zwischen den Fingern erhält das Deckglas einen leichten Fettüberzug, der verhindern soll, daß die mit der Zeichenfeder aufzutragenden Tröpfchen ineinanderfließen. Sterilisiert wird das Deckglas durch einmaliges durch die Flamme Ziehen. Der Objektträger wird vorbereitet, indem man die Höhlung so lange über die Sparflamme eines Bunsenbrenners oder einer brennenden Kerze hält, bis der Hauch von Kondenswasser um den Rand der Höhlung verschwunden ist. Dann trägt man sogleich mit dem Vaselinepinsel, der in der Vaseline eingerührt und in der Flamme etwas erhitzt worden ist, einen mehr hohen als

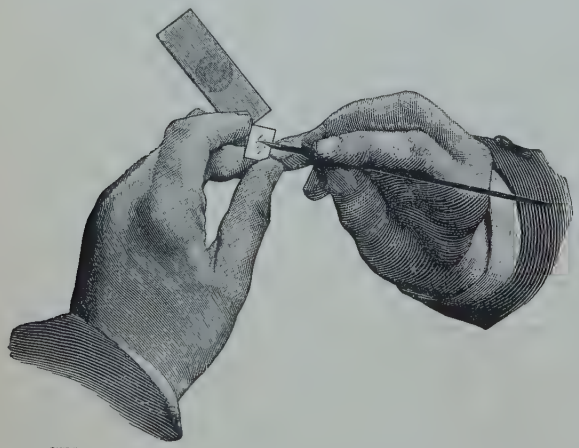


Abb. 65. Anlage einer Tröpfchenkultur. Ansicht von oben. Der Objektträger ist auf dem Tisch aufliegend zu denken.

breiten Ringwall um den Rand der Höhlung auf. Ist die Vaseline starr, so legt man das Deckglas mit der flambierten Seite nach unten lose auf den Ring. Auf diese Weise kann man sich eine größere Anzahl Objektträger zurichten, wenn man verschiedene Kulturen gleichzeitig anlegen will. Zum Auftragen der Tröpfchen dient eine auf einem Glasstab oder einem eisernen Nagel steckende Zeichenfeder, die durch mehrmaliges durch die Flamme Ziehen sterilisiert wird. Das Deckglas wird nun vorsichtig vom Objektträger abgehoben, die Feder in das Untersuchungsmaterial (Bierwürze oder dergl.) getaucht, ausgespritzt und auf der Unterseite des Deckglases mehrere Reihen Pünktchen oder Striche (Federstrichkultur) aufgezeichnet (Abb. 64). Dann wird das Deckglas schnell auf den Vaselinering gelegt, so daß die Tröpfchen in die Höhlung des Objektträgers hängen; die Deckglasränder dichtet man sorgfältig mit Vaseline ab (Abb. 65). Die Zeichenfeder[14]) wird nach Gebrauch sofort mit Wasser gereinigt und solange über die Bunsenflamme gehalten, bis alles Wasser verdunstet ist. Am folgenden Tag wird man unter dem Mikroskop schon eine Ent-

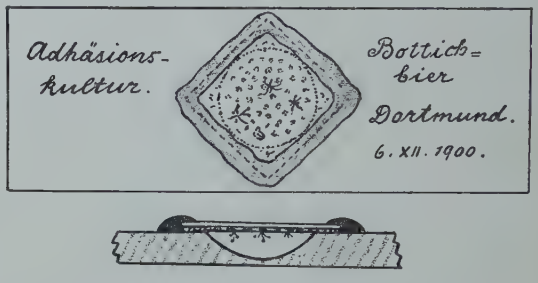


Abb. 66. Adhäsionskultur nach Lindner. Die keimhaltige Nährflüssigkeit ist über das sorgfältig entfettete Deckgläschen in dünner Schicht gleichmäßig verteilt und letzteres mit Vaseline aufgekittet.

wicklung der Miniaturkulturen beobachten können. Eine sorgfältig angelegte, gut abgedichtete Tröpfchenkultur hält sich monatelang lebend und kann immer wieder mikroskopisch kontrolliert werden.

Die ebenfalls von Lindner eingeführte Adhäsionskultur kann die Anlage vieler Plattenkulturen ersparen. Auch hierzu benötigt man hohlgeschliffene Objektträger und Deckgläser. Das Vegetationsgemisch wird in seinem natürlichen Substrat verdünnt oder unverdünnt mittels steriler Platinnadel in möglichst dünner Schicht auf die ganze Fläche des mit Alkohol entfetteten Deckglases aufgetragen. Die Höhlung des Objektträgers wird mit einem der Deckglasgröße entsprechenden quadratischen Vaselinewall umgeben. Auf diesen drückt man das mit Untersuchungsmaterial beschickte Deckglas, nachdem man zuvor in die Höhlung des Ob-

[14]) Statt der Zeichenfeder empfiehlt Lindner auch den Gebrauch von Holzstiftchen (Zahnstocher), die in kochendem Wasser sterilisiert werden.

jektträgers gehaucht hat, um das allzuschnelle Eintrocknen der Kultur zu verhüten (Abb. 66). In der dünnen Flüssigkeitslamelle verbleibt jeder Keim an Ort und Stelle und wächst hier zu einer kleinen, übersichtlichen Kolonie heran. Zur Isolierung einzelner Keime bezeichnet man auf der Oberseite des Deckglases die gewünschten Stellen, hebt das Deckglas ab und läßt die Kulturschicht langsam eintrocknen. Darauf betupft man die Stelle, an der die markierte Kolonie sich befindet, mit einer sterilen Zeichenfeder unter dem Mikroskop. Das so abgeimpfte Material überträgt man auf die mit etwas Nährlösung beschickte Spitze einer andern Zeichenfeder und legt mit dieser eine Tröpfchenkultur an. Das eine oder andere der Tröpfchen wird sicherlich den gewünschten Organismus als Einzelindividuum enthalten. Auf diese Weise können Körpersäfte usw., die viele Mikroben enthalten,

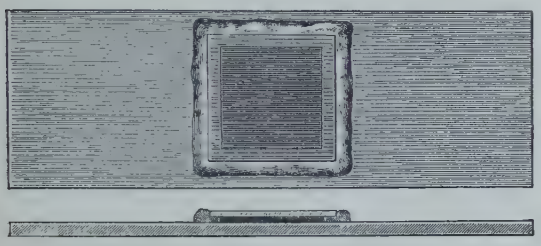


Abb. 67. Vaselineinschlußpräparat nach Lindner. Die keimhaltige Nährflüssigkeit ist zwischen Deckglas und flachem Objektträger eingeschlossen.

ohne große Umstände untersucht und die Keimarten bestimmt werden.

Will man eine ähnliche einfache Kultur unter möglichstem Ausschluß von Sauerstoff anlegen, so benützt man einen flachen, flambierten Objektträger, auf dessen Mitte man einen mäßig großen Tropfen des betreffenden Saftes aufträgt. Dann legt man ein steriles Deckgläschen auf den Tropfen, so daß sich die Flüssigkeit in ganz dünner Schicht ausbreitet. Was davon am Rand hervorquillt, saugt man mit Fließpapier ab und dichtet ab, indem man einen mit Vaseline eingefetteten Pinsel, der bis zur Verflüssigung der Vaseline über der Flamme gedreht wurde, zu Hilfe nimmt. Bei einem solchen Vaselineinschlußpräparat (Abb. 67) ist der einzelne Keim ebenfalls in seiner ursprünglichen Lage fixiert und kann sich da zur

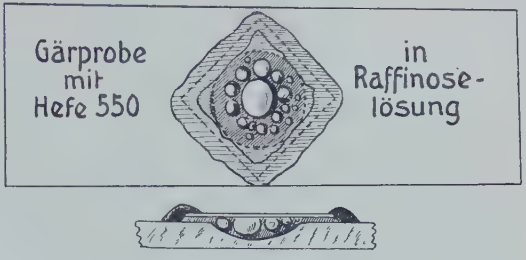


Abb. 68. Gärversuch im hohlen Objektträger nach Lindner.

Kolonie entwickeln. Ein Abimpfen wie bei der Adhäsionskultur ist jedoch hier nicht möglich.

Der Nachweis, ob eine Schimmelpilz-, Hefen- oder Bakterienkultur Zucker oder eine besondere Art von Zucker zu vergären vermag, ist mittels der Lindnerschen Kleingärmethode (Abb. 68) leicht zu erbringen. Dieser Versuch wird im hohlen Objektträger, der hierbei als Gärgefäß dient, ausgeführt. Man pulverisiert den Zucker möglichst fein. In die Höhlung des Objektträgers bringt man einen oder zwei Tropfen steriles Wasser, in dem eine Spur des Untersuchungsmaterials ganz fein verteilt wird, mischt eine Prise Zucker darunter, wobei man sich eines Platindrahts, der an der Spitze breitgeklopft ist, bedienen kann, und legt ein Deckglas darauf, so daß keine Luftblasen entstehen. Unter dem Deckglasrand herausquellende Flüssigkeit muß mit sterilem Filtrierpapier abgesaugt werden; dann dichtet man mit Vaseline ab. Bei 25° C aufbewahrt, wird sich oft schon nach Stunden im Präparat Gärung einstellen. Ist die Gärung besonders lebhaft, so wird fast die ganze Höhlung von einer großen Kohlensäureblase ausgefüllt, während die feuchtbreiige Hefe am Grund liegt. Wenn dagegen das Präparat unverändert erscheint, so kann man sich durch schwaches Anwärmen über der Sparflamme überzeugen, ob wirklich keine Gärung stattgefunden hat. Das Auftreten kleiner Kohlensäurebläschen beweist, daß der Inhalt der Höhlung doch schwach gärt.

Viertes Kapitel.

Die bakteriologische Untersuchung verschiedener Stoffe.

I. Luftuntersuchung.

Die bakteriologische Luftuntersuchung ist ziemlich einfach. Wir öffnen einige sterilisierte Petrischalen, in denen sich Nährgelatine oder Nähr-

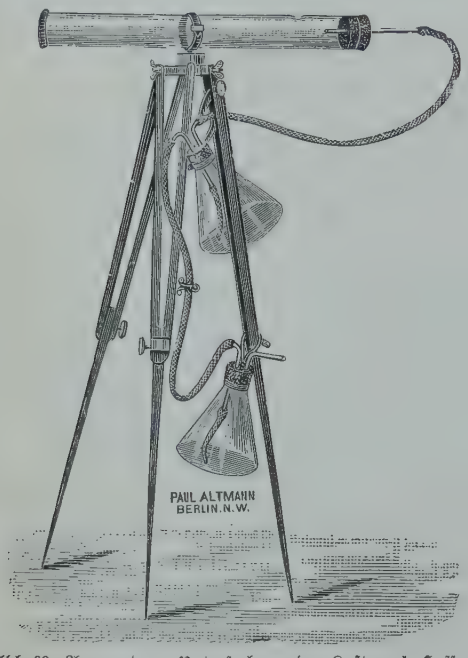


Abb. 69. Apparat zur Untersuchung der Luft nach Hesse. (Bezugsquelle: P. Altmann, Berlin; Preis M 37.75)

agar befindet, lassen sie etwa $^1/_2$ Stunde offen und schließen dann wieder. Nach einigen Tagen wird man mit bloßem Auge oder schwacher Vergrößerung die Kolonien zählen und zur Isolierung in Reagenzgläschen mit entsprechenden Nährböden übertragen können. Bei einer genauen quantitativen Untersuchung müssen wir feststellen, wie viel Keime in einem bestimmten Quantum Luft sind. Hierzu eignet sich das Verfahren von Hesse am besten. Beim Hesseschen Apparat (Abb. 69) ist auf einem Stativ eine 70 cm lange Röhre montiert, die einen Durchmesser von 3,5 cm hat. Die Glasröhre wird nach dem Sterilisieren mit flüssiger Gelatine beschickt, die man durch Rollen des Glases so verteilt, daß die Glaswand einen Gelatinebelag hat, der auf dem Boden der Röhre dicker ist, als an den übrigen Glasteilen. Man verschließt die Röhre auf der einen Seite mit einer Gummikappe, die in der Mitte ein rundes Loch hat und zieht darüber noch eine vollständige Kappe. Auf der andern Seite der Röhre befindet sich ein Gummistopfen mit einem Glasrohr, das mit einer Wasserstrahlluftpumpe[15]) in Verbindung steht. Soll der Apparat in Tätigkeit gesetzt werden, so löst man die obere Gummikappe und saugt durch die Röhre Luft in solchem Strom hindurch, daß durchschnittlich etwa $^1/_2$ Liter Luft den Apparat passiert. Nach der festgesetzten Zeit ($^1/_4$ Stunde bis mehrere Stunden, dies richtet sich nach den Verunreinigungen) stellt man den Apparat ab und schließt die Röhre. Nach einigen Tagen kann man die Keime in der Röhre zählen.

Bei der Fickerschen Methode werden luftleere in eine Spitze ausgezogene Röhrchen (von F. u. M. Lautenschläger, Berlin, beziehbar) verwendet, in denen sich je 10—20 ccm Nährgelatine an den Wänden befinden. Bricht man die Spitze ab, so strömt Luft herein und infiziert die Gelatine. Das Luftquantum kann leicht durch Wasserfüllung bestimmt werden.

Lindner benützt zum Auffangen der Luftkeime flache Zigarettenschachteln aus Blech, die den Vorteil leichter Transportfähigkeit haben.

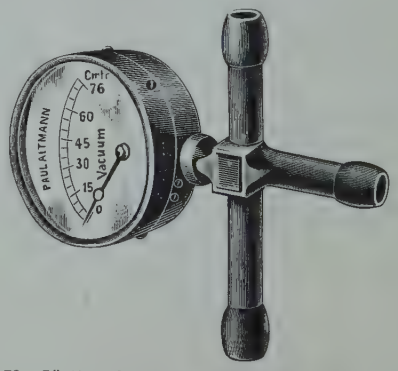


Abb. 70. Körtingsche Wasserstrahl-Luftpumpe, ganz aus Metall. (Bezugsquelle: P. Altmann, Berlin; Preis mit Vakuummeter wie Abbildung M 18.—, ohne Vakuummeter M 10.—)

Die sterilisierten Schachteln werden am gewünschten Ort geöffnet und die eingefangenen

[15]) Sehr zuverlässig arbeitet die billige Wasserstrahlluftpumpe von Körting (Abb. 70), die aus einem kreuzförmigen Gußstück in Messing besteht, dessen Längsarm eine sich nach der Mitte verengende und nach dem oberen und unteren Ende erweiternde Durchbohrung von genau berechneter Form hat. Senkrecht zu dieser steht eine zweite engere Durchbohrung des Querarms. Das Wasser durchströmt die Längsbohrung und reißt von bei-

Luftkeime später mittels Gelatine in ein Lindnersches Pilzkulturgefäß[16]) (Abb. 71) hinübergespült. Die die Keime enthaltende Gelatine wird durch Rollen an der Innenwand des Gefäßes gleichmäßig verteilt.

II. Wasseruntersuchung.

Eigene Überlegung wird uns, nachdem wir die bakteriologischen Prinzipien kennen gelernt haben, leicht auf Verfahren lenken, mit deren Hilfe wir Wasser qualitativ und quantitativ bakteriologisch untersuchen können. Stellen wir uns z. B. die Aufgabe, eine solche Untersuchung mit Flußwasser vorzunehmen, so haben wir folgendermaßen zu verfahren: Wir werfen eine sterile Flasche, die an eine Schnur gebunden ist, nachdem der Stopfen entfernt wurde, in den Fluß, möglichst weit vom Ufer. Handelt es sich um die Entnahme von Wasserproben aus bestimmten Tiefen, so kann man sich verschiedener Apparate bedienen. Bei den Esmarchschen Flaschen kann die Flasche durch ein von oben verschiebbares Gewicht in entsprechender Tiefe geöffnet und wieder verschlossen werden. Roux benützte evakuierte Glasflaschen, die in ein Metallgefäß eingeschlossen und mit einem Gewicht beschwert sind. Der in ein kapillares, gewundenes, zugeschmolzenes Röhrchen endende Hals wird mittels einer Schnur, die angezogen wird, sobald die Flasche die gewünschte Tiefe erreicht hat, abgerissen, so daß das Wasser eindringen kann. Der Apparat von Slavo-Czaplewski (Abb. 73) hat im Prinzip die gleiche Wirkungsweise. Auch hier kommen luftleere Fläschchen f zur Anwendung. Sie sind zylindrisch, in eine umgebogene Kapillare h ausgezogen und werden mittels einer Metallklammer m an einem Senklot s befestigt. Hat der an einer Schnur a herabgelassene Apparat die gewünschte Tiefe erreicht, so wird das in der gleichen Schnur laufende Fallgewicht g losgelassen, das die Spitze des Röhrchens abbricht;

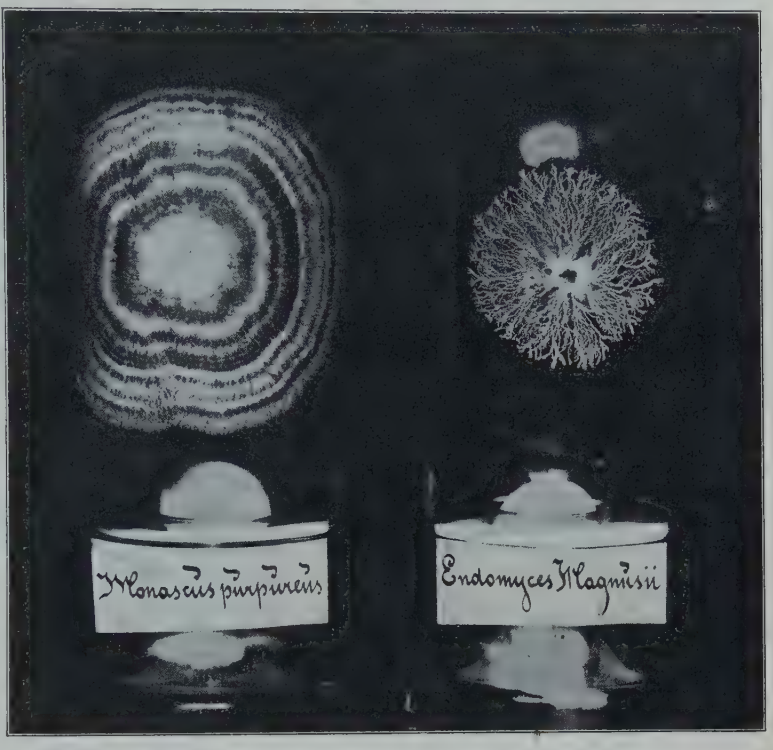


Abb. 71. Zwei Pilzkulturgefäße nach Lindner mit eingeimpften und reingezüchteten Pilzen, etwa 1/3 natürlicher Größe.
(Bezugsquelle für die Kulturgefäße: Warmbrunn, Quilitz & Co., Berlin; Preis für 10 Stück M 12.—)

den Öffnungen der Querbohrung Luft mit, so daß nach beiden Richtungen hin evakuiert wird. Die eine Seite wird in unserem Fall mit dem Hesseschen Apparat verbunden, die andere verschließt man luftdicht mittels einer Schraube, wenn man nicht ein Vakuummeter anbringen will, wie es Abb. 70 zeigt.

[16]) Lindner verwendet seine praktischen Pilzkulturgefäße noch zu mancherlei andern Zwecken, z. B. zur Bestimmung des Wirkungsgrads von Desinfektionsmitteln. Das Kulturgefäß wird dabei mit steriler Gelatine „austapeziert"; dann werden mit einem Fettstift rechteckige Felder auf die Außenwand des Glases gezeichnet. Von dem zu prüfenden Desinfektionsmittel stellt man verschiedene Verdünnungen her, deren jede mit einem Tropfen einer Mikrobenaufschwemmung beschickt und gut mit ihm vermischt wird. Man läßt das Desinfiziens verschieden lange einwirken und sät von Minute zu Minute je eine Probe der Mischung auf ein Feld der Gelatinetapete. Die Felder werden mit den Zahlen der verwendeten Verdünnung und der Einwirkungsdauer des Desinfektionsmittels bezeichnet. Das Ergebnis ist in Abb. 72 veranschaulicht.

das Röhrchen füllt sich dann mit Wasser aus der gewünschten Tiefe und wird nun wieder hochgezogen.

Das Wasser soll nach der Entnahme mög-

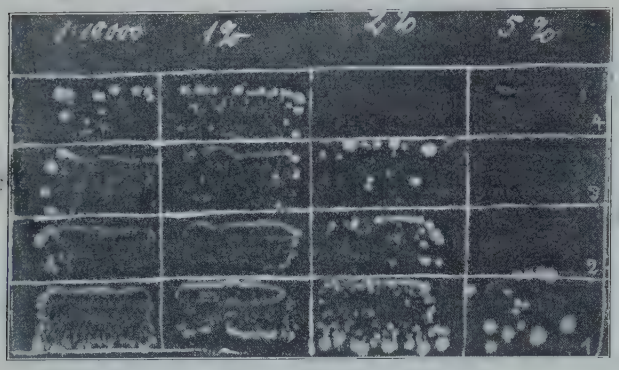


Abb. 72. Ein anderes Beispiel für die Verwertung der Pilzkulturgefäße. Bestimmung der Desinfektionswirkung des Formalins gegenüber den Zellen von Saccharomyces turbidans. 1, 2, 3, 4 bedeutet Minuten. Nach 4 Minuten hat also eine 2%ige Formalinlösung alle Zellen abgetötet. Das Bild ist die Wiedergabe einer direkten Kopie mittels Gaslichtpapier.

lichst schnell verarbeitet werden, da sonst die Keimbestimmungen nicht einwandfrei sind. Man nimmt deshalb, wenn ein schneller Transport unter ständiger Kühlhaltung des Wassers nicht möglich ist, am besten das Anlegen der Keimplatten mit einem kleinen, leicht zusammenstellbaren Instrumentarium an Ort und Stelle vor.

Zur Bestimmung der Bakterienzahl (Keimzahl) bringen wir mit einer sterilen Pipette 0,1—1 ccm des Wassers (je nach der Verunreinigung) in ein Röhrchen mit verflüssigter, etwa 30 Grad warmer Gelatine, vermischen durch leichtes Schütteln und gießen das Gemisch in eine sterile Petrischale. Ist das Wasser erheblich verunreinigt, so werden wir die Keime in der zu einer Platte erstarrenden Gelatine in so großer Zahl zu Kolonien auswachsen sehen, daß eine genaue Zählung unmöglich wird. Um sie doch zu ermöglichen, ist es notwendig, das Wasser mit steriliertem, destilliertem Wasser in sterilen Meßgläschen zu verdünnen. Man nimmt z. B. zu 1 ccm des keimhaltigen Wassers 24 ccm destilliertes, sterilisiertes Wasser, vermengt das Ganze, mißt mit steriler Pipette 1 ccm dieser Verdünnung ab, und bringt diese kleine Menge in 30° warme Gelatine, die man wie vorbeschrieben weiterbehandelt. Beim nachfolgenden Zählen der Keime auf der Platte hat man diese Verdünnung natürlich in Betracht zu ziehen.

Die Zählung der Keime erfolgt nach 2—8 Tagen. Während dieser Zeit werden die Platten bei etwa 20 Grad im Dunkeln aufbewahrt. Die Zählung wird erleichtert, wenn man die Platte auf einen schwarzen Untergrund legt, der in Quadrate eingeteilt ist. Die Kulturen in den Quadraten werden mit der Lupe gezählt. Bei größerer Bakterienzahl kann man nach Durchzählung einiger Quadrate das Mittel nehmen und mit der Quadratzahl multiplizieren. Will man nicht die absolute Zahl der Bakterien feststellen, sondern ein Wasser nur fortdauernd kontrollieren, so begnügt man sich mit der Zählung der auf einer Gelatineplatte nach 3×24 Stunden bei 22° gewachsenen Keime. Wenn man dies gleichmäßig fortsetzt, wird man vergleichbare Werte erhalten. Die absolute Zahl der Bakterien wird auf diesem Wege freilich nicht ermittelt; es dauert bis zu 14 Tagen, bis sich alle Keime entwickelt haben, und wenn auf der Platte Keime sind, die die Gelatine verflüssigen, so sind bis dahin die Platten längst unbrauchbar.

Zum schnellen, qualitativen Nachweis bestimmter Bakterien in Wasser sind eine Reihe von Verfahren ausgearbeitet worden, die in den bakteriologischen Laboratorien oft eine große Rolle spielen. Um z. B. den Nachweis der Verunreinigung des Wassers mit Fäkalien zu erbringen, prüfen wir bakteriologisch, ob das in den Fäkalien immer vorhandene Bact. coli sich in dem Wasser befindet. Dies geschieht nach Eykmann[17]) in der Weise, daß man die Wasserbakterien in einem Nährmedium einer Temperatur von 46 Grad C aussetzt, wobei ihre Vermehrung aufhört, während sich Bact. coli bei dieser Temperatur noch weiter entwickelt. Das Verfahren wird folgendermaßen gehandhabt: Man mischt 100 oder 50 ccm Wasser (man kann auch von kleineren Quantitäten ausgehen) mit $^1/_6$—$^1/_8$ ihres Volumens wässeriger Traubenzuckerpeptonlösung (10% Trau-

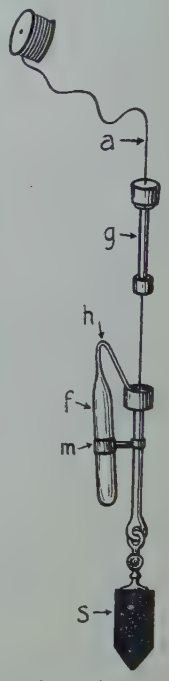


Abb. 73. Apparat zur Entnahme von Wasserproben zwecks bakteriologischer Untersuchung nach Slavo-Czaplewski. (Bezugsquelle: P. Altmann, Berlin; Preis M 18.—)

[17]) Die Beweiskraft der Eykmannschen Probe ist nicht unbestritten.

benzucker + 10% Pepton + 5% Kochsalz) und verteilt das Ganze in Gärröhrchen (Abb. 74). Ein Schenkel dieser Röhren ist oben geschlossen und kann mit Flüssigkeit gefüllt werden, während der andere fast leer ist. Stellt man die Röhren in einen Schrank, dessen Innentemperatur 46 Grad C beträgt, so tritt, wenn Bact. coli anwesend ist, eine Traubenzuckerspaltung ein. Die dabei sich entwickelnde Kohlensäure sammelt sich in der geschlossenen Röhre an, wodurch die Flüssigkeit herabgedrückt wird.

Für den Nachweis von Choleravibrionen in Wasser bestehen amtliche Vorschriften unter dem Titel: „Anweisung zur Bekämpfung der Cholera", herausgegeben vom Kais. Gesundheitsamt, auf die hier verwiesen sei.

Um Typhusbazillen aus verdächtigem Wasser zu isolieren, wird man, ehe man das Wasser auf Drigalskiagar (s. S. 37) ausstreicht, zweckmäßig Vorkulturen einschalten, von denen wir die Ficker-Hoffmannsche auf S. 38 bereits erwähnt haben.

Von den vielen andern vorgeschlagenen Methoden sei noch die Fällung mit Eisensulfat erwähnt. Hierbei werden zu 2 Liter des verdächtigen Wassers 8 ccm einer 10prozentigen Sodalösung und 7 ccm einer 10prozentigen chemisch reinen Eisensulfatlösung zugesetzt. Nach 2—3 Stunden gießt man die über dem Bodensatz stehende Flüssigkeit ab, vermengt den Bodensatz mit dem halben Volumen einer 25prozentigen Lösung von neutralem weinsaurem Kali und schüttelt, bis sich der Bodensatz zum größten Teil gelöst hat. Einen Teil dieser Lösung vermengt man mit zwei Teilen steriler Bouillon (s. S. 33) und streicht auf Drigalskischalen (s. S. 36) aus.

Bei der mykologischen Untersuchung des Wassers für technische Zwecke wird es sich meist um die Bestimmung der Keimzahl und der vorhandenen Arten handeln. Das Urteil wird aber wesentlich davon abhängen, für welchen Betrieb das Wasser bestimmt ist. Z. B. ist Wasser, das faulende Stoffe, also Fäulnisbakterien enthält, ungeeignet für Papierfabriken und Gerbereien. Der Stärkefabrikant benötigt ein Wasser, das frei ist von gärungserregenden Sproß- und Spaltpilzen, besonders frei von Milchsäure- und Buttersäurebakterien, sowie von Fäulniserregern. Der Zuckerfabrikation schaden fäulniserregende und schleimbildende Bakterien. Ebenso stellt der Bierbrauer und der Preßhefefabrikant bestimmte Forderungen. Zur biologischen Wasseruntersuchung hat sich in den technischen Betrieben die Kölbchenzucht eingebürgert. Man verwendet hierbei Freudenreich-Kölbchen (Abb. 75), die einen aufgeschliffenen, in ein Röhrchen ausgezogenen Stopfen haben. Das Röhrchen wird mit Watte verschlossen. Die Kölbchen haben einen Inhalt von etwa 25 ccm und werden mit 10 ccm Nährflüssigkeit gefüllt, wobei sie durch Heben der aufgeschliffenen Kappe geöffnet werden. Man sterilisiert sie in der gewöhnlichen Weise im Dampftopf. Das zu untersuchende Wasser wird in geringer Menge in die Nährflüssigkeit gebracht, die Fläschchen stellt man sodann bei 25 Grad oder 30 Grad in den Thermostaten und beobachtet die Veränderungen (Bildung von Geruchsstoffen, Haut, Bodensatz, Trübung). Sache der Erfahrung ist es, aus diesen Merkmalen Schlüsse auf die Verwendbarkeit des Wassers zu ziehen.



Abb. 74. Gärröhrchen (Saccharometer) nach Lohnstein.
(Bezugsquelle: F. u. M. Lautenschläger, Berlin; Preis ca. M 2.50)



Abb. 75. Kölbchen zur biologischen Wasseruntersuchung nach Freudenreich.
(Bezugsquelle: F. u. M. Lautenschläger, Berlin; Preis 60—90 Pf.)

III. Bodenuntersuchung.

Die Bodenbakterien sind sehr verschiedenartig. Aerobe und anaerobe finden sich beieinander, weshalb die bakteriologische Untersuchung nicht gerade einfach, aber um so interessanter ist. Von der Bodenoberfläche entnimmt man die Probe mit sterilisiertem Löffel; aus der Tiefe können wir Proben mit besonderen Erdbohrern holen, wie wir sie in Abb. 76 sehen. Die Hauptmenge der Bakterien ist in 25—50 cm Tiefe vorhanden; tiefer hinab nimmt sie stark ab; in 75—150 cm Tiefe beginnt die keimarme Zone. Die Entnahme von Proben aus verschiedener Tiefe ohne Anwendung von Erdbohrern ist nach Heim am besten in Schürfgruben und dergl. möglich.[18])

[18]) Der von Fränkel konstruierte Bohrer hat in seinem unteren Teil einen Hohlraum, der mit

Die Aussaat muß unmittelbar an die Entnahme angeschlossen werden. Am einfachsten schüttelt man 1 ccm Erde mit 24 ccm destilliertem, steriliſiertem Wasser einige Zeit lang kräftig, bringt 1 ccm dieser Aufschwemmung in ein zweites Reagenzgläschen, vermischt wieder mit 24 ccm Wasser und gießt 0,5—1 ccm davon auf gewöhnliche schwach alkalische Gelatine aus. Bedenkt man, daß in 1 ccm Waldboden bis 1 Million Bakterien, in Ackererde noch mehr gefunden werden, so wird man einsehen, daß die Nährplatten durch zu dichtes



Abb. 76. Erdbohrer zur Entnahme von Erdproben aus tieferen Bodenschichten für bakteriologische Untersuchungen.
(Bezugsquelle: P. Altmann, Berlin; Preis je nach Länge M 30.— bis 45.—)



a b c

Abb. 77. Blutkapillaren verschiedener Bauart; a zylindrisch, b U-förmig, c bauchig.
(Bezugsquelle: P. Altmann, Berlin; Preis für 10 Stück à M —.25, b M —.50, c M —.40)

Wachstum der Mikroorganismen ein Zählen erschweren, weshalb man in der Regel sehr stark verdünnen muß. Dabei ist hervorzuheben, daß die Mengenbestimmung bei gewöhnlicher Plattenzucht immer eine zu kleine Zahl ergibt, weil eine gleichmäßige Verteilung des Ausgangsmaterials unmöglich ist, sodaß die ganze Zählungsmethode in diesem Falle noch ein zu lösendes Problem darstellt.

einer Klappe verschlossen ist. Man treibt den Bohrer unter Drehbewegungen von links nach rechts bis in die gewünschte Tiefe, wobei die Klappe geschlossen bleibt. Wenn man dann in der umgekehrten Richtung dreht, öffnet sich die Klappe und läßt die Erde in den Hohlraum ein. Durch entsprechende Drehung (von links nach rechts) schließt sich der Erdbehälter wieder und kann zutage gefördert werden.

IV. Untersuchung von Nahrungsmitteln.

Bei der Keimzahlbestimmung in Milch arbeiten wir in der gleichen Weise wie bei der Keimzahlbestimmung des Wassers (s. S. 50), nur daß wir bei Milch dreimal verdünnen. Wenden wir statt Nährgelatine Milchgelatine an, so kommen wir nicht selten zu höheren Keimzahlen. Zur Herstellung dieser Milchgelatine wird zu 10 ccm Nährgelatine $^1/_2$ ccm sterilisierte Magermilch gesetzt. Oft schaltet man, um gewisse Arten aus der Milch zu isolieren, Vorkulturen in Milch ein, indem man sterile Milch in Gläschen mit geringen Mengen der zu untersuchenden Milch beschickt, einige Tage stehen läßt und dann zu Nähr- oder Milchgelatine übergeht.

Butter- und Käseuntersuchungen werden in der gleichen Weise wie Milchuntersuchungen vorgenommen. Bei Butter ist die Bakterienzahl wesentlich höher als bei guten Margarinesorten, z. B. Vitello oder Sanella.

Bei Fleisch- und Wurstuntersuchungen, die bei Fleischvergiftungen oft großen Wert haben, verfährt man in der gleichen Weise wie bei anderem Untersuchungsmaterial. Es gibt verschiedene Fleisch- und Wurstvergifter unter den Bakterien.[19]) Auf Gelatine zu isolieren ist der Bacillus enteritidis, Bacillus peptonificans, Bacillus botulinus (anaerob!) Zur endgültigen Diagnose ist der Tierversuch jedoch unentbehrlich. Außer auf Gelatineplatten, die teilweise anaerobe Bedingungen erfüllen sollen, bringe man verdächtiges Material noch auf Lackmuslaktoseagar und in Zuckerbouillon, wobei 2 Röhrchen ebenfalls ein anaerobes System bilden sollen. Die Zuchten sollen bei 20—24 Grad erfolgen.

Bei den übrigen Nahrungsmitteluntersuchungen verfahren wir in der allgemein üblichen Weise, indem wir das Untersuchungsmaterial in entsprechende Nährböden bringen.

V. Nachweis von Bakterien im menschlichen Körper.

Bei der Probenentnahme von Körperflüssigkeiten, Sekreten usw. ist dafür zu sorgen, daß keine Keime von außen zur Entnahmestelle gelangen können. Ferner ist die entnommene Probe vor der Berührung mit desinfizierenden Mitteln zunächst zu schützen.

[19]) Weitaus die häufigste Ursache von Fleischvergiftungen sind Bakterien, die zur Gruppe des Paratyphus B gehören, eines Bakteriums, das zwischen Bact. Typhi und Coli steht. Züchtung wie bei Typhusbazillen.

Blut entnimmt man, wenn es sich um kleine Mengen handelt, aus dem Ohrläppchen oder der Fingerbeere, besser noch aus der Fingerstreckseite. Die betreffende Hautstelle wird mit Alkohol und Äther gereinigt und trocknen gelassen. Sowohl das zum Einstechen benützte Instrument, als auch das Gefäß, in dem das Blut aufgefangen wird, müssen selbstverständlich steril sein. Der Einstich kann mit einer Nadel erfolgen. Aufgesaugt wird das Blut mit Kapillarröhrchen (Abb. 77), indem man eine Öffnung der sterilen Kapillare wagerecht an den herausquellenden Blutstropfen hält; durch die Kapillarwirkung zieht sich das Blut in das Röhrchen. Man läßt so viel Blut eintreten, daß man das gegenüberliegende leere Ende noch bequem durch heißen Siegellack verschließen kann, ohne das Blut zu erwärmen. Man hält dieses leere Ende eine Sekunde in die Flamme und schließt es dann mit flüssigem Siegellack. Das Blut zieht sich weiter in das Röhrchen hinein, nachdem dieses auf einer kühlen Unterlage sich abgekühlt hat. Jetzt kann auch das noch offene Ende zugeschmolzen werden. Die Trennung des Serums vom Blutkuchen erfolgt von selber, wenn man die Kapillare einige Zeit liegen läßt.

Größere Blutmengen, wie sie für die Kultur benötigt werden (bis zu 20 ccm), entnimmt man am besten aus einer Armvene. Um den Oberarm wird ein Gummischlauch oder Binde gezogen, so daß die Venen anschwellen. Nach gründlicher Reinigung der Haut mit Seife, Alkohol und Äther führt man in die Vene der Ellenbogenbeuge (Vena mediana) parallel zum Arm eine 10—20 ccm fassende sterile Spritze (Ganzglas- oder Rekordspritze) ein, an die ein steriler Gummischlauch gesteckt wird, der das Blut in das Auffanggefäß leitet. Das gewonnene Blut wird entweder direkt ausgesät oder (bei Typhusbazillen, s. S. 38) in 10 ccm Rindergalle gebracht.

Zur Kultur mischt man je 2—3 ccm Blut mit etwa 10 ccm verflüssigtem, auf etwa 42° abgekühltem Agar und gießt Platten.

Die direkte mikroskopische Untersuchung setzt voraus, daß das Blut in ganz dünner Schicht auf dem Objektträger ausgebreitet wird. Dies erreicht man, wenn man einen kleinen Tropfen Blut auf dem Objektträger mit dem Rand eines an einer Pinzette gehaltenen Deckglases breit auseinanderzieht. Nach dem Lufttrockenwerden wird das Präparat fixiert, was am einfachsten durch konzentrierte Sublimatlösung (5—6 Minuten) oder Methylalkohol (1—2 Minuten) erfolgt. Methylalkohol hat sich besonders gut bewährt. Fixierung durch Erhitzen würde das Blutpräparat zerstören.

Die Färbung geschieht am besten mit verdünnter Giemsalösung (auf 1 ccm destill. Wasser 1 Tropfen). In eine Petrischale wird ein Glasstäbchen (2 cm lang, 1 mm dick) gelegt, und der Objektträger mit der Schicht nach unten darauf gesetzt, so daß er mit einem Ende auf dem Stäbchen, mit dem andern auf dem Boden der Schale liegt. Dann gießt man ca. 10 ccm der verdünnten Lösung in die Schale. Die Lösung füllt den Raum zwischen Objektträger und Schalenboden aus. So werden die Niederschläge am besten vermieden. Dauer der Färbung 10—20 Minuten, oder noch länger. Hernach wird das Präparat im fließenden Wasser abgespült und getrocknet.

Zum Nachweis verschiedener Blutparasiten ist die Färbung nach Löffler geeignet: 2,5 % Borax und 1 % Methylenblau werden in Wasser gelöst. Dazu kommt ein Teil polychromes Methylenblau nach Unna (Grübler, Leipzig). Diese Mischung wird mit dem gleichen Volumen einer wässerigen Lösung von 0,05 % Brom-Eosin B extra oder extra A G (Höchst) versetzt. Diese Farblösung läßt man unter leichtem Erwärmen 1 Minute aufs Präparat einwirken und taucht dieses in eine Lösung von: Tropäolin 00 (konz. wässerige Lösung) 5 Teile, Essigsäure 0,5, Wasser 100. Hierauf folgt Abspülung mit Wasser.

Sekrete usw. aus der Mund- und Nasenhöhle, die bakteriologisch untersucht werden sollen, streicht man mit der Platinöse, besser mit kleinen sterilen Schwämmchen oder einem an Glasstab oder Draht befestigten sterilen Wattebausch ab. Wird nicht sofort untersucht, so bringt man den mit dem Untersuchungsmaterial bedeckten Wattebausch in ein steriles Reagenzglas, das mit Wattestopfen verschlossen wird. Die Aussaat erfolgt durch Abstreichen des infizierten Wattebäuschchens auf Agar oder auf Serumplatten, die namentlich bei Diphtherie verwendet werden.

Fünftes Kapitel.

Die Untersuchung der Bakterien mit dem Mikroskop.

Die Züchtung auf den Nährböden und die damit verknüpfte makroskopische Beobachtung genügt in der Regel nicht zur Bakterienbestimmung. Als wichtige Ergänzung ist die mikroskopische Untersuchung einzuschalten.

I. Die Untersuchung ungefärbter Bakterien.

Wir können die Bakterien gefärbt und ungefärbt beobachten. Mit der mikroskopischen Untersuchung ungefärbten Materials verknüpfen wir in der Regel die Feststellung, ob und wie sich die Bakterien bewegen oder ob sie unbeweglich sind. Diese Untersuchung erfolgt im hängenden Tropfen. Wir benützen hierzu einen hohlgeschliffenen Objektträger und versehen dessen Rand mit einem sehr schmalen Vaselinstreifen. Das zu untersuchende, bakterienhaltige Material, z. B. einen Kulturabstrich, verreiben wir in sehr geringer Menge mit etwas steriler Bouillon, Peptonwasser oder sterilisiertem Wasser und bringen ein Tröpfchen dieser Mischung mit Hilfe einer sterilen Platinnadel auf die Mitte eines Deckgläschens. Hernach fassen wir das Deckgläschen am Rand mit einer Pinzette, kippen das Deckgläschen schnell um, daß der Tropfen nach unten hängt und legen es vorsichtig so auf den Objektträger, daß der Tropfen in die Höhlung des Objektträgers zu hängen kommt und das Deckgläschen durch den Vaselinstreifen fixiert ist. Um überall einen guten Abschluß zu erzielen, nähert man dem Deckglase eine dicke, heiße Platinöse; die Vaseline schmilzt dann. Um den Tropfen zu finden, stellt man mit schwacher Vergrößerung zuerst den Rand des Tropfens ein. Der Tropfen darf nur flach sein, da er sonst mit der Immersionslinse nicht überall durchmustert werden kann. Ist das Material richtig verdünnt worden, — dies ist wesentlich, da ein klumpiges Zusammenballen die Bewegungsfreiheit der Individuen aufhebt — so ist die Feststellung, in welcher Art sich die Bakterien bewegen, ziemlich leicht. Es ist jedoch zu beobachten, daß einzelne Bakterien, z. B. die Ruhrbazillen, im hängenden Tropfen starke Molekularbewegung zeigen.



Abb. 78. Recurrens-Spirochaeten, dargestellt durch das Tuscheverfahren. Vergr. 1 : 325.
(Aus: Deutsche Monatsschrift für Zahnheilkunde.)



Abb. 79. Streptokokken, dargestellt durch das Tuscheverfahren. Vergr. 1 : 325.
(Aus: Deutsche Monatsschrift für Zahnheilkunde.)

Mit der Burrischen Methode, die uns zu den Bakterienfärbeverfahren überleitet, gelingt es schnell, Bakterien zur genauen mikroskopischen Untersuchung zu präparieren. Man verwendet Pelikantusche 541 von Dr. Grübler & Co., Leipzig, vermengt 1 Teil dieser Tusche mit 9 Teilen sterilisierten, destillierten Wassers, füllt die Mischung in sterile Reagenzgläser, verschließt mit Watte und sterilisiert im Dampfkochtopf $^1/_2$ Stunde lang. Dann stellt man das Gläschen in einen Reagenzglasständer, läßt zwei Wochen lang stehen und benützt immer nur

die oberflächliche Schicht. Von ihr trägt man eine Platinöse voll auf den Objektträger, verreibt in dem Tropfen eine Öse der Bakterienaufschwemmung und breitet die Mischung auf dem Objektträger aus, wozu man sich auch eines Deckgläschens bedienen kann.[20]) Man läßt die Mischung auf dem Objektträger eintrocknen und kann dann die mikroskopische Untersuchung vornehmen, wobei die hellen Bakterienleiber auf dem schwarzen Tuschegrund scharf abstechen (Abb. 78—80). Namentlich beim Nachweis von Syphilisspirochäten (Abb. 81) hat das Verfahren Gutes geleistet.

II. Allgemeines über Bakterienfärbung.

Gehen wir jetzt zu den eigentlichen Bakterienfärbungen über, so haben wir zunächst auf folgende allgemeine Regeln zu achten: Ehe wir die Farbstofflösung mit den Bakterien in Berührung bringen, suchen wir die Bakterien auf dem Objektträger oder dem Deckglas so zu fixieren, daß die Beobachtungsmöglichkeiten nach der Färbung günstig sind. Zu diesem Zwecke streichen wir das Untersuchungsmaterial mit der Platinnadel auf die reinen Gläschen in dünner Schicht auf, wenn es sich um Flüssigkeiten handelt. Festes Material, Kulturabstriche usw. vermischen wir möglichst mit sterilisiertem Wasser und streichen in derselben Weise auf. Bei Blutuntersuchungen wird, um Zerreißungen möglichst zu vermeiden, so verfahren, daß man den Blutstropfen auf ein Deckgläschen setzt, dieses umkippt, dem Tropfen vorsichtig ein zweites leeres Deckgläschen von unten nähert, den Tropfen damit berührt und es nach der Berührung langsam, ohne zu drücken, auf die Seite zieht. Von praktischer Bedeutung sind ferner die Klatschpräparate. Sind auf einer Gelatine- oder Agarplatte oberflächliche Kolonien vorhanden, so braucht man nur ein reines Deckgläschen sanft auf eine solche Kolonie zu legen, und es mit der Pinzette vorsichtig, ohne zu schieben, wieder abzuheben, um einen typischen „Abklatsch" der Kolonie auf dem Deckgläschen zu haben.



Abb. 80. Staphylokokken, dargestellt durch das Tuscheverfahren. Vergr. 1 : 325.
(Aus: Deutsche Monatsschrift für Zahnheilkunde.)



Abb. 81. Spirochaete volutans, dargestellt durch das Tuscheverfahren. Vergr. 1 : 530.
(Aus: Deutsche Monatsschrift für Zahnheilkunde.)

Das nach irgend einer Methode erhaltene Präparat wird getrocknet, indem man den Objektträger oder das Deckglas kurze Zeit sich selber überläßt. Um die Bakterienschicht an das Deckglas festzuheften, wird das Präparat fixiert. Zu dem Zwecke wird das Gläschen mit der Schicht nach oben dreimal

[20]) Da die Burrische Methode um so klarere Bilder gibt, je dünner die Tuscheschicht ist, kann man auch folgendermaßen verfahren: Man setzt mit einer großen Öse (2 mm Durchmesser) einen Tropfen sterilen Wassers auf den Objektträger, verreibt darin eine Spur Bakterienkultur und eine kleine Öse Tusche und streicht das Gemische mittelst eines Streichholzes über den ganzen Objektträger. Dieses Verfahren gibt gleichmäßigere Ausstriche als das Ausstreichen mit dem Deckglas, weil das Hölzchen weicher ist und sich den Unebenheiten des Objektträgers besser anpaßt.

durch die Bunsenflamme gezogen. Die Präparate können jedoch auch durch Eintauchen in absoluten Alkohol oder eine Mischung von gleichen Teilen Alkohol und Äther fixiert werden.

Um die Farblösungen gut auf die Präparate einwirken lassen zu können, hält man den Objektträger oder das Deckgläschen mit einer Cornetpinzette fest, gießt die Farblösung auf die Schichtseite, läßt die Lösung einige Zeit einwirken, spült mit Wasser ab, trocknet zwischen

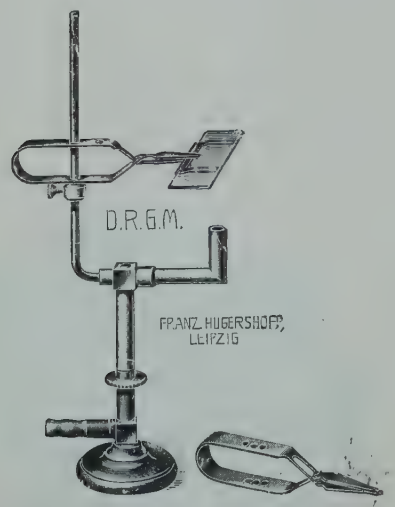


Abb. 82. Brennerstativ nach Reitz.
(Bezugsquelle: Franz Hugershoff, Leipzig; Preis M 9.—)

Fließpapier, bringt einen Tropfen Cedernöl oder bei Dauerpräparaten einen Tropfen Kanadabalsam auf das Präparat und bedeckt mit dem Deckgläschen oder legt das Deckgläschen auf den Objektträger.[21]) Oft muß die Farblösung unter Erwärmung einwirken. Damit diese Färbungsart möglichst leicht und reinlich von statten geht, hat der Verfasser das in Abb. 82 wiedergegebene Brennerstativ vorgeschlagen, bei dem in den Bunsenbrenner eine zweimal rechtwinklig gebogene Röhre eingeschoben ist, während ein kleines Stativ die nach oben und seitlich verschiebbare Cornetpinzette trägt. Hat man mehrere Präparate gleichzeitig zu färben, so benützt man viereckige Schälchen mit Riefen im Innern. Da man die Schälchen oft zu erwärmen hat, sind sie aus vernickeltem Metall hergestellt.

Die einfachste und häufigste Färbungsart ist die mit Lösungen von Methylenblau, Fuchsin oder Gentianaviolett.

Um die nötigen Stammlösungen dieser Farbstoffe herzustellen, übergießt man den Farbstoff in kleinen Kölbchen mit 96%igem Alkohol, schüttelt um und filtriert nach einigen Tagen die ungelöst gebliebenen Teile ab. Noch besser ist es, wenn man den Alkohol in gut verschlossenen Fläschchen auf reichlicher Farbe stehen läßt, bei Bedarf die nötige Menge abfiltriert und wieder mit Alkohol auffüllt. So lange noch Farbstoff am Boden liegt, ist die Lösung gesättigt. Die gesättigte Lösung verdünnt man vor Gebrauch mit 4 Teilen destillierten Wassers oder Alkohol. Zur Löfflerschen Methylenblaulösung setzt man zu 100 ccm Wasser, dem 1 ccm 1prozentige Kalilauge zugefügt wurde, 30 ccm gesättigte alkoholische Methylenblaulösung.

III. Einfache Färbemethoden.

A. Die Färbung von Bakterienkapseln.

a. Verfahren nach Johne.

1. Erwärmung des fixierten Präparats mit 2proz. wässeriger Gentianaviolett- oder Methylenblaulösung, bis sich leichte Dämpfe zeigen.
2. Abspülen mit Wasser.
3. Eintauchen in 2prozentige Essigsäure, 10 Sekunden.
4. Abspülen mit Wasser.
5. Untersuchung in Wasser, nicht in Balsam!

b. Kapseldarstellung nach Gins.

1. Aufstreichen einer nadelkopfgroßen Menge Kultur im Tuschetropfen.
2. Fixieren in konzentrierter Sublimatlösung.
3. 1 Minute Wasserspülung.
4. Färben mit Karbolthranin 5—10 Minuten.
5. Abspülen.
6. Trocknen.

c. Verfahren von Kaufmann.

1. Einwirkenlassen von Löfflerschem Methylenblau, indem man mehrere Stunden lang das Präparat in den Brutschrank bei 37 Grad legt.
2. Abspülen in alkalihaltigem Wasser (auf 10 ccm ein Tropfen konzentrierte Natronlauge).
3. Trocknung mit Fließpapier.

[21]) Bei Färbung auf dem Objektträger ist die Verwendung eines Deckgläschens im allgemeinen unnötig, wenn man keine Dauerpräparate erhalten will.

4. Eintauchen in $^1/_2$prozentige Silbernitratlösung.
5. Abspülen mit dem alkalischen Wasser.
6. Nachfärben mit alkoholisch-wässeriger Fuchsinlösung (1 Teil konzentrierte alkoholische Fuchsinlösung mit 10 Teilen Wasser).
7. Abspülen mit dem alkalischen Wasser.
8. Trocknen, Einbetten.

Bei dieser Färbung erscheinen die Bakterien blau, die Kapseln rot.[22])

B. Färbung der Geißeln beweglicher Bakterien.

Deckgläser und Objektträger müssen absolut rein und fettfrei sein.

a. Verfahren von Löffler.

1. Man verreibt vom Abstrich einer jungen Agarkultur eine Spur in einem Tropfen sterilisierten, destillierten Wassers, streicht vorsichtig aus, am besten durch Ziehen mit einem Deckgläschen und trocknet hoch über der Flamme.
2. Beizen des Präparats mit Löfflerscher Beize (10 ccm alkoholische gesättigte Fuchsinlösung, 50 ccm kalt gesättigte Ferrosulfatlösung, 100 ccm 20prozentiger wässeriger Tanninlösung 1 Minute lang unter Erwärmung, bis sich leichte Dämpfe zeigen (nicht kochen!). Der Beize sind einige Tropfen einprozentiger Natronlauge zuzufügen. Die Tropfenzahl ist bei verschiedenen Bakterienarten verschieden; bei Bacterium subtilis sind z. B. 30 Tropfen hinzuzufügen. Das Ausprobieren führt am besten zum Ziel.
3. Kräftige Spülung mit Wasser.
4. Eintauchen in 96prozentigen Alkohol.
5. Färbung mit Anilinwasserfuchsinlösung (mehrere Fuchsinkristalle löst man in 10 ccm Anilinwasser und gießt vorsichtig tropfenweise zu der Lösung im Verhältnis 1:1000 mit Wasser verdünnte Natronlauge, bis eine leichte Trübung wahrnehmbar wird. Das Anilinwasser bereitet man, indem man 5 ccm reines Anilin mit 100 ccm destilliertem Wasser kräftig schüttelt und filtriert (das Öl soll auf dem Filter bleiben!).
6. Abspülen mit Wasser, Trocknen, Einschließen in Kanadabalsam.

b. Verfahren von Bunge.

1. Anfertigung des Präparats wie bei I unter 1.
2. Beizen unter Erwärmung 1—5 Minuten. Beize: 75 ccm gesättigte wässerige Tanninlösung, 25 ccm 5prozentige Eisenchloridlösung, 10 ccm konzentrierte, wässerige Fuchsinlösung. (Die Beize muß mehrere Tage vor Gebrauch bereitet werden und wird dann direkt vor der Verwendung mit einigen Tropfen Wasserstoffsuperoxyd versetzt, bis rotbraune Färbung auftritt.)
3. Wasserspülung. Trocknen.
4. Färbung mit Karbolgentianaviolett (4 g Gentianaviolett und 100 ccm $2^1/_2$prozentiges Karbolwasser werden gemischt und filtriert) oder verdünntem Karbolfuchsin (1 g Fuchsin + 5 g Karbolsäure + 10 g absol. Alkohol + 90 g dest. Wasser).
5. Abspülen mit Wasser. Trocknen. Einschließen in Kanadabalsam.

c. Verfahren von van Ermengem.

1. Anfertigung des Präparats wie bei I unter 1.
2. Beizen unter Erwärmung, 5 Minuten. Beize: 60 ccm 20prozentiger Tanninlösung + 30 ccm 2prozentiger Osmiumsäure + 4 Tropfen Eisessig.
3. Abspülen mit Wasser.
4. Abspülen mit Alkohol.
5. Benetzen des Präparats mit 1proz. Silbernitratlösung oder 2proz. Larginlösung, 3 Sekunden.
6. Eintauchen in folgende Lösung: 5 g Gerbsäure + 3 g Tanninsäure + 10 g Natriumazetat + 350 g dest. Wasser.
7. Nochmals Eintauchen in Lösung von 5., bis eine Schwärzung des Präparats beobachtet wird.
8. Abspülen mit Wasser. Trocknen. Einschließen in Kanadabalsam.

d. Methode nach Zettnow.

1. Von dem in wenig Wasser aufgeschwemmten Bakterienmaterial bringt man ein Tröpfchen auf einen Objektträger. Auf einen zweiten Objektträger wird ein Trop-

[22]) Zur Darstellung der Kapseln kann man auch die Burrische Methode verwenden. Man zieht das trockene Tusche-Präparat durch die Flamme, färbt dann mit verdünntem (1:10) Karbolfuchsin oder auch mit Löfflers Methylenblau und spült durch Eintauchen in destilliertes Wasser ab. Die Bakterienleiber sind gefärbt; die Kapseln erscheinen hell, der Untergrund ist schwarz.

fen Wasser gebracht, dem man 2 Ösen 2prozentiger Osmiumsäure zufügt. In diesen Tropfen wird eine Spur des aufgeschwemmten Bakterienmaterials vom ersten Objektträger gesetzt; hernach sind Deckglasausstriche anzufertigen.

2. Nach dem Trockenwerden Fixieren des Präparats in der Flamme.
3. Einlegen des Deckgläschens in ein Blockschälchen (s. S. 31), worin sich Beize folgender Zusammensetzung befindet: 10 g Tannin werden in 200 ccm dest. Wasser gelöst, auf 60 Grad erwärmt und 36 ccm einer Lösung von 2 g Brechweinstein auf 40 ccm dest. Wasser zugefügt. Dann wird erhitzt, bis sich der Niederschlag löst. Man gießt eine Probe der Beize in ein Reagenzglas und beobachtet, welches Aussehen sie nach dem Erkalten hat. Ist die Trübung stark milchweiß, so fügt man noch 1 Messerspitze Tannin hinzu, ist sie völlig klar, so setzt man noch 1 ccm der Brechweinsteinlösung zu. Die Beize hat die richtige Beschaffenheit, wenn sie keinen Bodensatz bildet und sich beim Erhitzen aufhellt. Um größere Haltbarkeit zu erzielen, setzt man ein wenig Thymol zu.
4. Da die Beize heiß anzuwenden ist, stellt man das Blockschälchen, in dem sich Deckgläschen und Beize befinden, auf eine 100 Grad warme Eisenplatte, so daß die Beize eine Temperatur von etwa 90 Grad annimmt und läßt das Schälchen 6 Minuten bei dieser Temperatur stehen.
5. Das Schälchen wird von der Eisenplatte weggehoben, damit sich der Inhalt abkühlt. Sobald sich eine Trübung der Beize zeigt, wird das Deckgläschen aus dem Schälchen entfernt und mit Wasser mehrmals abgespült.
6. Man bringt mit der Pipette 3—4 Tropfen Äthylaminsilberlösung auf das Deckglas, erwärmt, bis Dämpfe auftreten und die Ränder beginnen schwarz zu werden. Die Äthylaminsilberlösung stellt man auf folgende Weise her: 3 g Silbersulfat werden in 200 ccm destilliertem Wasser geschüttelt. Man mischt 100 ccm dieser Mischung mit 100 ccm destilliertem Wasser und fügt soviel 33prozentige Äthylaminlösung hinzu, bis der sich zuerst bildende Niederschlag wieder gelöst ist.
7. Abspülen mit Wasser, Trocknen, Einschließen in Kanadabalsam.

C. Färbung des Bakterien-Zellinhalts.

a. Methode von Sommerfeld.

1. Herstellung des Präparats wie üblich.
2. Färbung mit wässerigem Methylenblau.
3. Abspülen mit Wasser.
4. Man legt das Präparat in eine Mischung gleicher Teile Formalin und Alkohol, bis die blaue Farbe verschwunden ist.
5. Abspülen mit Wasser.
6. Leichte Färbung mit verdünnter wässeriger Eosinlösung, etwa 10 Sekunden.
7. Abspülen. Trocknen. Einbetten in Kanadabalsam.

b) Methode von Neißer.[23])

1. Herstellung des Präparats wie üblich.
2. Man stellt folgende Lösungen her: a. 1 g Methylenblau in Pulver (Höchst) + 20 g absol. Alkohol + 1000 g dest. Wasser + 50 g Eisessig; b. 10 g absol. Alkohol + 300 g dest. Wasser.
3. Man mischt 2 Teile von Lösung a mit 1 Teil von Lösung b und färbt hiermit das Präparat 10 Sekunden lang.
4. Abspülen mit Wasser.
5. Nachfärben mit Chrysoidinlösung 3 Sekunden (2 g Chrysoidin werden in 300 g dest. Wasser unter Erwärmen gelöst; die Lösung wird filtriert).
6. Abspülen mit Wasser. Trocknen. Einbetten in Kanadabalsam.

c. Gramsche Färbung.

Eine sehr wichtige Färbungsmethode, die zur Untersuchung von Bakterienarten benützt wird, ist die Gramsche Färbung. Gewisse Bakterien färben sich nach Gram, sie sind *Grampositiv*, andere Bakterienarten färben sich nicht nach Gram, sie sind *Gramnegativ*. Dieses Verhalten der Bakterienarten hängt mit der verschiedenen Durchlässigkeit des Bakterienplasmas zusammen. Man färbt nach Gram in folgender Weise:

1. Von der zu untersuchenden jungen Kultur wird eine Spur mit sterilisiertem destilliertem Wasser verrieben und ein Tröpfchen dieser Aufschwemmung auf ein Deckglas oder einen Objektträger aufgestrichen.
2. Färbung mit Anilinwassergentianaviolettlösung unter Erwärmen 2 Minuten (100 g Anilinwasser, 11 ccm alkoholische Gentianaviolettstammlösung).
3. Abspülen mit Wasser.

[23]) Besser als diese alte Neißersche Methode ist die auf S. 60 beschriebene neue.

4. Eintauchen in Jodjodkaliumlösung, eine Minute (Jod 1 g, Jodkalium 2 g, destilliertes Wasser 300 g).
5. Eintauchen und Bewegen in absolutem Alkohol, bis der Alkohol keinen Farbstoff mehr vom Präparat aufnimmt.
6. Trocknen. Einbetten in Kanadabalsam.

Man kann nach der Alkoholbehandlung (5) mit sehr verdünnter Fuchsinlösung kurz nachfärben. Die Gramfärbbaren (Grampositiven) Bakterien erscheinen schwarzblau. Statt Anilinwasserfarblösungen kann man auch Karbolwasserfarblösung (10 ccm gesättigte alkoholische Gentianaviolettlösung und 100 ccm 2,5prozentige Karbolsäure) benützen, die haltbarer ist.[24])

d. Sporen-Färbung.[25])

1. Beim Fixieren der wie üblich hergestellten Präparate zieht man das Deckglas nicht dreimal, sondern 30 mal durch die Flamme.
2. Die Deckglaspräparate werden unter starkem Erwärmen mit Karbolfuchsin gefärbt. Man träufelt die Farblösung mit der Pipette auf das Deckglas, erwärmt 10 Minuten, wobei sich Dämpfe zeigen sollen und ersetzt die verdampfende Flüssigkeit durch wiederholtes Zugießen von Farblösung (Karbolfuchsinlösung wird hergestellt aus: 1 g Fuchsin + 5 g flüssige Karbolsäure + 10 g absol. Alkohol + 90 g dest. Wasser).
3. Eintauchen des Präparats in ein Gemisch von gleichen Teilen absol. Alkohols und 3proz. Salpetersäure für $^1/_2$—1 Minute.
4. Abspülen mit Wasser.
5. Nachfärben mit wässerig-alkoholischer Methylenblaulösung.
6. Abspülen mit Wasser. Trocknen. Einbetten.

Die Sporen sind rot gefärbt, die Bakterien blau.

Möllersche Sporenfärbung.

1. Man taucht das auf dem Deckglas fixierte Präparat 2 Minuten in Chloroform.
2. Abspülen mit Wasser.
3. Eintauchen des Präparats in 5prozentige Chromsäure 2 Minuten lang (bei manchen Arten ist längere Einwirkung der Chromsäure empfehlenswert).
4. Abspülen mit Wasser.
5. Färbung mit Karbolfuchsin unter Erwärmen 1 Minute bis zur Dampfbildung.
6. Nach dem Abtropfenlassen der Farblösung Eintauchen in 5prozentige Schwefelsäure 5 Sekunden.
7. Abspülen mit Wasser.
8. Nachfärben mit verdünnter wässeriger Methylenblaulösung $^1/_2$ Minute.
9. Abspülen mit Wasser. Trocknen. Einbetten in Kanadabalsam.

Aujeszkysche Sporenfärbung.

1. Die nicht fixierten, jedoch trockenen Bakterienausstriche werden in heiße, $^1/_2$prozentige Salzsäure 3—4 Minuten lang eingetaucht.
2. Abspülen mit Wasser. Trocknen.
3. Dreimaliges Durchziehen des Präparats durch die Flamme zwecks Fixierung.
4. Aufträufeln von Karbolfuchsin. Erwärmen bis zur Dampfbildung 1 Minute.
5. Eintauchen in 5prozentige Schwefelsäure 5 Sekunden.
6. Abspülen mit Wasser.
7. Nachfärben mit wässeriger Methylenblaulösung.
8. Abspülen mit Wasser. Trocknen. Einbetten.

Orzagsche Sporenfärbung.

1. Die einer jungen Kultur entnommenen Bakterien werden in einem Tropfen essigsaurer Salicyllösung aufgeschwemmt (4 Teile $^1/_2$prozentiger Lösung von Natriumsalicylat und 1 Teil 5prozentiger Essigsäure). Die Suspension wird auf einem Deckglas in dünner Schicht ausgestrichen und zum Eintrocknen kurze Zeit sich selbst überlassen.
2. Das lufttrockene Präparat wird zur Fixierung 3mal durch die Flamme gezogen.
3. Aufträufeln von Karbolfuchsinlösung, Erwärmung bis zur Dampfbildung $^1/_2$ Minute. Nach dem Erkalten nochmalige Erwärmung mit Farblösung.
4. Eintauchen in 1prozentige Schwefelsäure, bis keine Rotfärbung mehr sichtbar ist.
5. Abspülen mit Wasser.
6. Färbung mit 1prozentiger wässeriger Methylenblaulösung, 2 Minuten.

---

[24]) Nicola verwendet zum Entfärben anstatt absol. Alkohols Azeton-Alkohol, der schneller, aber auch mehr entfärbt. Das Verfahren ist namentlich für bluthaltige Präparate geeignet, die sich mit Alkohol häufig nicht entfärben lassen.

[25]) Die Sporenfärbung ist häufig nicht nötig. Färbt man die Bakterien mit den gebräuchlichsten Farbstoffen, so sind die Sporen als ungefärbte, hellglänzende, runde oder eiförmige Körperchen sichtbar. Indessen ist die Sporenfärbung eine gute Übung.

Sporenfärbung nach Bitter.

1. Auf den unfixierten Objektträgerausstrich läßt man 10 Minuten lang Formalin einwirken.
2. Kräftiges Abspülen in fließendem Wasser, Trocknen.
3. Färbung unter mehrmaligem kräftigem Aufkochen mit Löfflerblau, das mit Ätzkali versetzt wurde (30 ccm konz. alkohol. Methylenblaulösung + 100 ccm 0,01proz. Kaliumhydrat), 3 Minuten.
4. Abspülen mit Wasser, Trocknen.
5. Nachfärbung mit Safranin (1 Teil konz. alkohol. Safraninlösung wird mit 4 Teilen Wasser verdünnt), 3—5 Minuten.
6. Abspülen mit Wasser, Trocknen.

Die Sporen sind blau gefärbt.

IV. Besondere Färbemethoden.

A. Gonokokkenfärbung.

Die Gonokokken[26]) können in Sekreten leicht mit Anilinfarbenlösungen gefärbt werden, wobei sie an ihrer Semmelform (Diplokokken) und ihrer häufigen Lagerung innerhalb der Eiterzellen erkannt werden. Um möglichst kontrastreiche Färbungen zu erzielen, sind eine Reihe von besonderen Färbungsverfahren ausgearbeitet worden:

a. Löfflersche Methode.

1. Man fixiert den Ausstrich auf dem Deckglas durch Eintauchen in eine Mischung gleicher Teile von absolutem Alkohol und Äther, worin das Deckglas 1 Minute verbleiben soll.
2. Aufträufeln folgender Farblösung: 20 g wässeriger Borax-Methylenblaulösung + 10 g polychrom. Methylenblau Unna (Dr. Grübler, Leipzig) + 50 g 0,05proz. wässerige Bromeosinlösung extra A. G. (Höchster Farbwerke) (hergestellt aus 100 ccm Wasser + 2,5 g Borax + 1 g Methylenblau). Die Farblösung wird auf dem Deckglas erwärmt.
3. Abspülen mit Wasser.
4. Eintauchen zur Entfärbung in folgende Lösung: 177 g absol. Alkohol + 20 g 10%ige wässerige Bromeosin-B extra Höchst-Lösung + 3 g Essigsäure.
5. Abspülen mit Wasser. Trocknen. Einschließen in Zedernöl oder Kanadabalsam.

Die Bakterien erscheinen dunkelblau, die Kerne blaßblau, die Zellen blaßrosa.

b. Neißersche Methode.

1. Fixieren wie bei I unter 1.
2. Aufträufeln von gesättigter alkoholischer Eosinlösung, Erwärmen, Einwirkenlassen der Farbe 3 Minuten.
3. Absaugen der Farblösung mit Filtrierpapier.
4. Aufträufeln gesättigter alkoholischer Methylenblaulösung. Nur 15 Sekunden einwirken lassen.
5. Abspülen mit Wasser. Trocknen. Einbetten.

Die Gonokokken und Zellkerne erscheinen blau, die Zellen rot gefärbt.

c. Leszcynskische Methode.

1. Die dünnen Ausstriche läßt man lufttrocken werden.
2. Fixieren durch einmaliges Ziehen durch die Flamme.
3. Das Deckgläschen wird 1 Minute lang in Thioninlösung folgender Zusammensetzung gelegt: 10 g Sol. saturat. aquos. Thionin + 88 g destilliertes Wasser + 2 g Acid. carbol. liquef.
4. Abspülen mit Wasser.
5. Das Präparat wird 1 Minute in Pikrinsäurelösung folgender Zusammensetzung gelegt: 25 g Sol. saturat. aquos. acid. picrin. + 25 g Sol. aquos. kalicaust, 1:1000.
6. Das Präparat wird 5 Sekunden in absoluten Alkohol gelegt.
7. Abspülen mit Wasser. Trocknen. Einlegen in Kanadabalsam.

Die Methode ergibt sehr kontrastreiche Bilder. Die Zellen der Eiterkörperchen sind strohgelb, die Kerne rotviolett gefärbt. Die Gonokokken erscheinen als schwarze, scharf umrissene Diplokokken.

B. Färbung der Tuberkelbazillen.

Die Erreger der Tuberkulose teilen mit einigen Arten die Eigenschaft, gewisse Farbstoffe so aufzunehmen, daß ihre gefärbten Leiber die Farbe an verdünnte Schwefelsäure nicht

[26]) Zur Feststellung von Gono- oder auch Meningokokken ist die Färbung nach Gram (s. S. 58) sehr wichtig. Die Gonokokken nehmen die Gegenfärbung an. Man begegnet häufig Kokken, die den Gonokokken sehr ähnlich sind, sich aber grampositiv verhalten.

mehr so leicht abgeben, wie dies bei vielen anderen Bakterien der Fall ist. Man spricht in solchen Fällen von *säurefesten Stäbchen*. Handelt es sich um den Nachweis von Tuberkelbazillen in Sputum, so gießt man letzteres am besten auf einen schwarzen Teller oder in eine Petrischale, die man auf einen schwarzen Karton legt. Die Betrachtung mit bloßem Auge wird uns oft kleine, schwach gelbliche Stückchen erkennen lassen, sogenannte Linsen, die besonders für die mikroskopische Untersuchung geeignet sind. Eine solche „Linse" wird mit einer sterilen Pinzette dem Sputum entnommen, auf einen Objektträger gelegt und mit Hilfe eines zweiten Objektträgers gleichmäßig auf der Glasfläche zerquetscht. Durch Wenden des oberen Objektträgers hat man zwei Präparate zur Färbung. Man läßt die Präparate lufttrocken werden. Bei Urin, Exsudaten u. a. zentrifugiert man das Material und untersucht das Sediment, indem man letzteres mit der Platinnadel auf einen Objektträger in dünner Schicht ausstreicht und lufttrocken werden läßt. Kulturelle Abstriche werden in der üblichen Weise in wenig Wasser aufgeschwemmt und auf das Deckgläschen oder den Objektträger gebracht. Man fixiert in allen Fällen durch dreimaliges Ziehen des Präparats durch die Flamme.

Die Färbung kann in verschiedener Weise erfolgen. Am häufigsten angewandt wird die Methode von *Ziehl-Neelsen*.

a. *Methode Ziehl-Neelsen*.

1. Man färbt mit Karbolfuchsin[27]) und erwärmt, bis sich Dämpfe bilden. Die Farblösung soll 2 Minuten lang einwirken.
2. Abspülen mit Wasser.
3. Eintauchen des Präparats in 20prozentige Salpetersäure 5 Sekunden.[28])
4. Eintauchen in 60prozentigen Alkohol, bis keine Färbung mehr mit bloßem Auge zu erkennen ist.
5. Abspülen mit Wasser.
6. Aufträufeln von verdünnter wässeriger Methylenblaulösung 30 Sekunden.
7. Abspülen mit Wasser. Trocknen. Einbetten in Kanadabalsam.

Die Tuberkelbazillen sind rot gefärbt, die anderen Bakterien blau.

b. *Färbung nach Hermann*.

Die Hermannsche Färbung zeigt nach Frei im Sputumpräparat noch bessere Resultate als die Ziehl-Neelsensche Methode. Voraussetzung ist jedoch, daß das mit Farblösung bedeckte Präparat kräftig erhitzt wird, bis die Flüssigkeit stark kocht. — Folgende Mischung wird jedesmal frisch bereitet:

1. 3 Teile einer 1%igen Ammoniumkarbonatlösung in dest. Wasser, 1 Teil einer 3%igen Kristallviolettlösung in 95%igem Äthylalkohol.
2. Mit 6 Tropfen dieser Mischung wird das Präparat über der Flamme erwärmt, bis Dämpfe auftreten (bezw. bis die Flüssigkeit stark kocht).
3. Noch 1 Minute weiter färben, ohne weiter zu erhitzen.
4. Mehrere Sekunden in 10%ige Salpetersäure tauchen.
5. Eintauchen in 95%igen Alkohol.
6. Abspülen mit dest. Wasser.
7. Gegenfärbung mit folgender Lösung: 2 g Bismarckbraun, 60 ccm 95%iger Alkohol, 40 ccm dest. Wasser.
8. Abspülen mit Wasser. Trocknen. Einbetten in Kanadabalsam.

Die Tuberkelbazillen sind dunkelviolett, die anderen Bakterien braun gefärbt.

c. *Verfahren von Fränkel-Gabbet*.[29])

1. Vorbehandlung wie bei der Ziehl-Neelsenschen Methode.
2. Färbung mit Karbolfuchsin 2 Minuten unter starkem Erwärmen bis zur Dampfbildung.
3. Eintauchen des Präparats in folgende Lösung: 30 g absol. Alkohol + 50 g dest. Wasser + 20 g 20%ige Salpetersäure + soviel pulverisiertes Methylenblau, als in dem Flüssigkeitsgemisch zur Lösung gebracht werden kann.
4. Abspülen mit Wasser. Trocknen. Einbetten in Kanadabalsam.

---

[27]) Karbolfuchsin wird aus 5 g krist. Karbolsäure + 10 g absol. Alkohol + 1 g Fuchsin + 100 g dest. Wasser bereitet. Man verreibt das Fuchsin am besten in einer Reibschale mit der verflüssigten Karbolsäure, und spült die Mischung erst mit dem Alkohol, dann mit dem Wasser in die Handflasche.

[28]) Von anderer Seite wird 3%iger Salzsäurealkohol, den man aus einer Tropfflasche auftropft, stehen läßt und dann abzieht, zur Entfärbung empfohlen. Ist die Entfärbung fast vollendet, so spült man mit 96%igem Alkohol nach.

[29]) Die Verfahren nach *Fränkel-Gabbet* und nach *Weichselbaum* sind nicht so zuverlässig wie die Ziehl-Neelsensche Methode.

d. Weichselbaumsches Verfahren.[30])

Weichselbaum geht noch einfacher vor. Er färbt mit Karbolfuchsin unter Erwärmen 2—3 Minuten, spült mit Wasser ab, färbt mit alkoholischer Methylenblaulösung nach, spült mit Wasser nochmals ab, trocknet und bettet in Kanadabalsam ein.

e. Färbung nach Gasis.

5 ccm einer 1%igen Eosinlösung (Eosin 1,0 + Alc. absol. 5,0 + Aqua dest. 100,0) werden mit einem linsengroßen Stück Quecksilberchlorid im Reagenzglas langsam unter Umschütteln bis zur Lösung des Quecksilberchlorids gekocht. Der Farbstoff wird heller. Mit heißer Lösung 1—2 Minuten färben. Abspülen mit Wasser, behandeln mit einer Lösung von 0,5 g Natriumhydrat + 1,0 g Kaliumjodid + 100 g Alkohol (50%ig), bis weißgrüne Farbe auftritt. Kontrastfärbung mit einer Lösung von Methylenblau 1,0 + Alc. absol. 10,0 + Salzsäure 0,5 + Aqua dest. 90; 2—3 Sekunden. Gründliche Wasserspülung, Trocknen. Einlegen.

f. Färbung nach Much.

Die Muchsche Färbung ist eine Modifikation der Gram-Färbung.

1. Färben des auf die übliche Weise hergestellten Präparats unter Aufkochen oder bei 37° 24—48 Stunden lang mit folgender Lösung: Methylviolett B. N konz. alkohol. Lösung 10,0 + 2%ige Karbolsäure 100,0; filtrieren.
2. Dann Lugolsche Lösung; 1—5 Minuten.
3. 5%ige Salpetersäure; 1 Minute.
4. 5%ige Salzsäure; 10 Sekunden.
5. Differenzieren in Aceton-Alkohol.

Diese Methode stellt auch Tuberkelbazillen dar, die mit den gewöhnlichen Färbemethoden nicht darzustellen sind, z. B. in tuberkulösem Eiter.

C. Färbung der Smegmabazillen.

Die Smegmabazillen (in fetthaltigen Hautsekreten vorkommend) sind ebenfalls säurefest, behalten demnach wie die Tuberkelbazillen die rote Farbe bei der Färbung nach Ziehl-Neelsen. Differentialdiagnostisch ist der Tierversuch wichtig, da Smegma- und die ebenfalls säurefesten Leprabazillen für Meerschweinchen nicht pathogen sind. Es gibt jedoch auch eine Färbemethode zur Unterscheidung der Smegmabazillen von den Erregern der Tuberkulose. Nach diesem Verfahren arbeitet man folgendermaßen:

1. Färben mit Karbolfuchsin unter Erwärmen 2 Minuten lang.
2. Abspülen mit Wasser.
3. Eintauchen des Präparats in eine Mischung gleicher Teile von absolutem Alkohol und dreiprozentiger Salzsäure, 10 Minuten.
4. Abspülen mit Wasser.
5. Färbung mit Methylenblaulösung (gesättigte alkohol. Methylenblaulösung mit gleichen Teilen dest. Wassers gemischt).
6. Trocknen. Einbetten in Kanadabalsam.

Bei dieser Behandlung färben sich die Tuberkelbazillen rot; die Smegmabazillen dagegen erscheinen blau gefärbt.[31]) Die Anreicherungsverfahren mit Antiformin sind nach Ellermann und Erlandsen am besten bei dem mikroskopischen Nachweis.

Züchtung am besten durch Tierversuch und Aussaat zerquetschter Organe auf Heydeagar. Man kann auch aus dem in steriler Schale aufgefangenen Auswurf größere eiterige Teile aussuchen, dann in mindestens 10 Schälchen mit sterilem Wasser abwaschen. Ein ca. linsengroßes Teilchen wird schnell durch die Flamme des Bunsenbrenners geführt und dann auf schrägerstarrten Glyzerinagar ausgestrichen. Es werden meist einige Kolonien von verunreinigenden Bakterien entstehen. Zwischen diesen kratzt man den Nährboden mit steriler Platinöse ab und überträgt auf neue Nährböden. (Methode von Koch und Kitasato.)

D. Färbung der Leprabazillen.

Die Erreger des Aussatzes (Lepra) sind säurefest. Zur Unterscheidung vom Tuberkelbazillus färbt man nach Baumgarten folgendermaßen:

1. Färbung in sehr verdünnter alkoholischer Fuchsinlösung, 5 Minuten.

[30]) Das Verfahren ist nicht ganz sicher. Handelt es sich um wichtige Entscheidungen (z. B. Operationen bei Nierentuberkulose, so ist ein Tierversuch nötig.

[31]) Die Eigenschaft der Bazillen, die Säure festzuhalten, beruht darauf, daß die Leibessubstanz, die aus Eiweiß besteht, von einer Hülse aus fettähnlichem Stoff umgeben ist. Diese Hülse verhindert das Eindringen der Entfärbungsflüssigkeit in die Bazillen. Bei zu langer Einwirkung werden sie auch entfärbt. Extrahiert man Tuberkelbazillen mit Äther im Soxhletapparat, so verlieren sie die Säurefestigkeit.

2. Behandeln mit einer Mischung von 10 Teilen absol. Alkohol und 1 Teil 10proz. Salpetersäure, 20 Sekunden.
3. Abspülen mit Wasser.
4. Nachfärben mit verdünnter Methylenblaulösung.
5. Trocknen, Einbetten in Kanadabalsam.

Bei der Tuberkelbazillenfärbung mußten wir, da sich der Tuberkulose-Erreger verhältnismäßig schwer färbt, das Fuchsin in konzentrierter Form und bei starker Erwärmung einwirken lassen. Hier unterlassen wir dies und erzielen damit, daß der leichter färbbare Lepraerreger das Fuchsin aufnimmt und nicht mehr abgibt, also rot erscheint, während der Tuberkelbazillus ungefärbt bleibt.

E. Färbung der Rotzbazillen.

Die Rotzbazillen sind mit Löfflerschem Methylenblau leicht färbbar. Eine spezifische Färbungsmethode ist folgende:

1. Man färbt mit Löfflers Methylenblau 5 Minuten.
2. Man spült schnell ab mit 1prozentiger Essigsäure, der man zur Weingelbfärbung eine wässerige Lösung von Tropäolin 00 zugesetzt hat.
3. Schnelles Abspülen mit destilliertem Wasser.
4. Trocknen. Einbetten in Kanadabalsam.

F. Färbung der Diphtheriebazillen.

Die Diphtheriebazillen lassen sich mit Löffler's Methylenblau und nach Gram färben. Jedoch wird bei der Diagnostizierung von Rachenabstrichen (s. S. 53) usw. noch ein weiteres Färbeverfahren häufig benützt. Die Rachenabstriche selber bringt man zuerst am besten auf Löfflersches Blutserum oder auf Serumagar nach Tochtermann. Die nach 10—12 Stunden gewachsenen Kolonien werden zur Färbung der Polkörnchen, die ein charakteristisches Merkmal der Diphtherie-Erreger sind, nach Neißer in der Weise behandelt, daß man sie

1. etwa 2—3 Sekunden färbt mit einer Mischung folgender Lösungen: Lösung a: 1 g Methylenblaupulver + 20 g absol. Alkohol + 1000 g dest. Wasser + 50 g Eisessig. Lösung b: 1 g Kristallviolett Höchst + 10 g absol. Alkohol + 300 g dest. Wasser. 2 Teile von Lösung a werden mit 1 Teil von Lösung b gemischt.
2. Abspülen mit Wasser.
3. Nachfärben mit Chrysoidinlösung (2 g in 300 ccm heißem destilliertem Wasser gelöst, filtriert), 3 Sekunden.
4. Abspülen mit Wasser. Trocknen. Einbetten in Kanadabalsam.

Der Bazillenleib ist braun gefärbt, die Polkörnchen erscheinen blau.

G. Färbung der Syphilis-Spirochäten.[32])

Zur Färbung der Spirochaeta pallida sind viele Verfahren vorgeschlagen.

a. Methode nach Giemsa.

1. Fixieren des in üblicher Weise hergestellten Präparats in absol. Alkohol 15 Minuten oder in der Flamme.
2. Färben mit „Giemsa's Lösung[33]) für die Romanowskyfärbung" (zu beziehen von Dr. Grübler & Co., Leipzig), 50 Minuten.
3. Abspülen mit Wasser. Trocknen. Einbetten in Kanadabalsam.

Die Luesspirochäten sind blaßblau, etwaige andere dunkelrot.

b. Schnellfärbung nach Giemsa.

1. Präparat lufttrocken werden lassen.
2. Übergießen mit „Giemsa's neuer Farblösung" (von Dr. Grübler & Co., Leipzig, zu beziehen).
3. Erwärmen 20 Sekunden, bis sich schwache Dämpfe zeigen.
4. Farbstoff abgießen und die Färbung in derselben Weise 4mal wiederholen.
5. Abspülen mit Wasser. Trocknen. Einbetten in Kanadabalsam.

c. Methode nach Reitmann.

1. Das lufttrockene Präparat wird mit absol. Alkohol 15 Minuten lang fixiert.
2. Eintauchen in Wasser 3 Minuten.
3. Eintauchen in 2proz. Phosphorwolframsäure, 5 Minuten.
4. Abspülen mit Wasser, hernach mit 70proz. Alkohol.
5. Eintauchen in dest. Wasser.
6. Trocknen der Objektträgerrückseite.
7. Aufträufeln von Karbolfuchsin.
8. Erwärmen bis zur Dampfbildung, 2 Minuten.
9. Abspülen mit Wasser.
10. Eintauchen in 70proz. Alkohol, 3 Sekunden.

---

[32]) Besser als alle Färbemethoden ist die Beobachtung des frischen Ausstriches im Dunkelfeld und die Anfertigung eines Tuschepräparats nach Burri, vgl. S. 54. Spirochaeta pallida ist an den hohen, steilen, zahlreichen (mindestens neun) Windungen kenntlich.

[33]) Die Giemsalösung wird verdünnt (1 Tropfen auf 1 ccm Wasser); vgl. auch S. 65.

11. Abspülen mit Wasser, 1 Minute.
12. Trocknen. Einbetten in Kanadabalsam.
Die Spirochäten sind rot gefärbt.

d. Schnellfärbemethode von Poria und Nasolescu.

1. Die Präparate werden in absol. Alkohol fixiert.
2. Eintauchen in folgende Farbflüssigkeit: 50 g reine Karbolsäure + 40 g Tannin + 100 g dest. Wasser + 2,5 g basisches Fuchsin + 100 g absol. Alkohol.
3. Abspülen mit Wasser.
4. Eintauchen in folgende Farblösung: 10 ccm konzentrierte alkoholische Gentianaviolettlösung + 5 ccm Karbolsäure + 100 ccm destilliertes Wasser.
5. Abspülen mit Wasser. Trocknen. Einbetten.

e. Schnellfärbungsmethode von Shmamine für Spirochaeta pallida und Spirochaeta dentium.

1. Fixieren des Ausstrichs auf dem Deckglas, entweder vorsichtig in der Flamme oder besser in Methylalkohol.
2. Man tropft zuerst 3—4 Tropfen von 1%iger Kalilaugenlösung auf das Deckglas.
3. Darauf tropft man sofort, ohne abzuspülen, einige Tropfen der gewöhnlichen wässerigen Fuchsinlösung (15 g Fuchsin : 96%igem Alkohol, davon 1:20 Wasser) oder konz. wässerige Kristallviolettlösung auf.
4. Stehenlassen etwa 3 Minuten. Während dieser Zeit trübt sich zunächst die Farbe allmählich und man sieht in der Flüssigkeit feine Niederschläge; schließlich entfärbt sich die Flüssigkeit.
5. Abwaschen mit Wasser, Trocknen mit Fließpapier, Kanadabalsam, Auflegen auf den Objektträger.

Um noch kräftigere Färbung zu erzielen, gießt man nach Beendigung von 4 (vor dem Waschen mit Wasser) wieder neue Farblösung auf das Präparat und wiederholt dies noch zwei- oder dreimal.

Die Spirochäten sind blaßrot (blaßviolett) gefärbt.

V. Färbung von Bakterien in Schnitten.[34])

Bei der Färbung von Bakterien in Schnitten können wir die gewöhnlichen Verfahren nicht anwenden, da wir außer den Bakterien die Zellformen mit ihren Kernen färben müssen. Eine weitere Schwierigkeit, die zwar gut zu umgehen ist, ist die, daß die einfache Trocknung des Präparats am Schlusse mit Filtrierpapier, wonach ohne weiteres Kanadabalsam aufgetragen werden kann, bei Schnittpräparaten meistens nicht angängig ist. Wir befreien die Schnitte nach der Färbung dadurch vom Wasser, daß wir sie Alkohole verschiedener Konzentration (je 3 Minuten 75prozentigen, 96prozentigen und absoluten Alkohol) passieren lassen. Bei manchen Schnitten (Lepraschnitten z. B.) kann durch Fließpapier und vorsichtige Erwärmung das Wasser entfernt werden. Löst sich der bei der Färbung des Schnittes angewandte Stoff in Alkohol, so fügt man dem die Wasserentziehung bewirkenden Alkohol am einfachsten eine Spur des betreffenden Farbstoffs bei. Nach der Entwässerung wird der Schnitt in Xylol übergeführt, verbleibt etwa 3 Minuten in dieser Flüssigkeit und kommt sodann in Zedernöl oder Kanadabalsam.

A. Methylenblau- oder Karbolfuchsinfärbung.

1. Einlegen des auf dem Objektträger fixierten Schnittes in alkoholische Methylenblaulösung 3—5 Minuten, in mäßig verdünnter Karbolfuchsinlösung etwa 3 Minuten.
2. Überführen in Wasser.
3. Einwirkenlassen von 75proz., 96proz. und absol. Alkohol.
4. Aufhellen in Xylol, Einschließen in Kanadabalsam.

B. Methode von Nicolle.

1. Färben 3 Minuten mit folgender Mischung: 10 g gesättigte alkoholische Thioninlösung + 100 g 1proz. Karbolsäure.
2. Wasserspülen, $^1/_2$ Minute.
3. Überführen in 75proz., 96proz. und absol. Alkohol.
4. Aufhellen in Xylol, Einschließen in Kanadabalsam.

[34]) Die Verfahren zur Herstellung von Schnitten und die dabei verwendeten Apparate erläutert der von Dr. Georg Stehli bearbeitete Bd. II des „Handbuchs der mikroskopischen Technik", der unter dem Titel „Mikrotome und Mikrotomtechnik" erschien (1913, Stuttgart, Franckh'sche Verlagshandlung, geh. M 2.—, geb. M 2.80).

C. Bakterienkapselfärbung in Schnitten.

1. Einlegen des Präparats 24 Stunden lang im Brutschrank bei 37 Grad in folgende Lösung: 50 g konzentr. alkoholische Gentianaviolettlösung + 10 g Eisessig + 100 g destilliertes Wasser.
2. Überführen in 1proz. Essigsäure, 3 Minuten.
3. Abspülen mit Wasser, Entwässern durch Alkoholpassage, Aufhellen in Xylol, Einbetten in Kanadabalsam.

D. Chromatinfärbung (Spirochäten, Protozoen in Schnitten nach Giemsa.

1. Die zu untersuchenden, sehr kleinen Organstückchen (nicht über 5 mm!) werden 48 Stunden in Sublimatalkohol gelegt, wobei die Lösung nach 24 Stunden erneuert wird.
2. Die Stückchen werden in gewohnter Weise in Paraffin eingebettet, geschnitten und aufgeklebt.
3. Überführung in Xylol, absol. Alkohol, 96proz. Alkohol, 70proz. Alkohol, Wasser. Je 1 Minute langes Verbleiben.
4. 10 Minuten in folgende Mischung: 2 g Jodkali + 100 ccm dest. Wasser + 3 ccm Lugolsche Jodlösung.
5. Abspülen in Wasser.
6. Einlegen 10 Minuten in 0,5proz. wässerige Natriumthiosulfatlösung.
7. Einlegen 5 Minuten in Leitungswasser.
8. Kurz abspülen mit dest. Wasser.
9. Färbung mit Giemsalösung unter $^1/_2$stündiger Erneuerung der Farblösung, 2—12 Stunden.
10. Abspülen mit Wasser.
11. Eintauchen in folgende Mischungen: A. 95 ccm Aceton + 5 ccm Xylol; B. 70 ccm Aceton + 30 ccm Xylol; C. 50 ccm Aceton + 50 ccm Xylol; D. Xylol rein.
12. Einbetten in Zedernöl.

E. Gramfärbung für Schnitte.

1. Färben mit Anilinwassergentianaviolettlösung 5—30 Minuten.
2. Einlegen in Lugol'sche Lösung (1 g Jod + 2 g Jodkalium + 300 g dest. Wasser) 1—2 Minuten.
3. Einlegen in 96proz. Alkohol, bis der Schnitt beinahe farblos ist.
4. Abspülen mit Wasser.
5. Nachfärben mit Pikrokarminlösung, die folgendermaßen bereitet wird: 1 g Karmin + 50 g dest. Wasser + 1 g Ammoniak + soviel Pikrinsäure, bis ein Niederschlag entsteht, der durch Zusatz von wenigen Tropfen Ammoniak wieder zur Lösung gebracht wird. Zusatz weniger Tropfen von Karbolsäure.
6. Abspülen in 60proz. Alkohol.
7. Überführen in 70proz., 96proz., absol. Alkohol und Xylol.
8. Einbetten.

F. Schnittfärbung nach Claudius.

Bei dem Verfahren von Claudius färben sich ebenfalls die Grampositiven Bakterien, dazu noch der Bazillus des malignen Oedems und der Erreger des Rauschbrands. Das Verfahren wird bei Bakterienfärbungen in auf dem Objektträger fixierten Schnitten folgendermaßen gehandhabt:

1. Färbung mit 10proz. wässeriger Methylviolettlösung etwa 3 Minuten.
2. Abspülen mit Wasser. Trocknen mit Fließpapier.
3. Eintauchen in halbgesättigte, wässerige Pikrinsäurelösung, 1 Minute.
4. Abspülen mit Wasser. Trocknen mit Fließpapier und Stehenlassen des Schnittes bei 37 Grad.
5. Auftragen von Nelkenöl, bis der Schnitt farblos ist.
6. Eintauchen in Xylol.
7. Einbetten in Kanadabalsam.

G. Pyroninverfahren.

Sehr charakteristische, kontrastreiche Bilder erreicht man bei allen Bakterienarten in Geweben nach folgendem Verfahren:

1. Man löst 1 g Pyronin und 1 g Methylgrün in je 100 g Wasser und mischt 4 Teile der Pyroninlösung mit 1 Teil der Methylgrünlösung, wobei man vorsichtig über der Flamme etwa $^1/_2$ Minute erwärmt.
2. Färben mit der angegebenen Lösung etwa 5 Minuten.
3. Abspülen mit Wasser. Trocknen mit Fließpapier.
4. Eintauchen in absol. Alkohol 2 Sekunden.
5. Einbetten in Kanadabalsam.

Die roten Bakterien treten scharf hervor.

H. Gonokokkenfärbung in Schnitten.

1. Man färbt mit folgender Farblösung 2—4 Minuten: 0,15 g Methylgrün + 0,5 g Pyronin + 5 g 96proz. Alkohol + 20 g Glyzerin + 75 g 2proz. Karbolwasser. Nach der Mischung wird filtriert.

2. Abspülen mit Wasser, bis das zuerst grünlich sich verfärbende Spülwasser blaurötlich wird.
3. Trocknen mit Fließpapier.
4. Eintauchen in absol. Alkohol, bis keine rote Farbe mehr abgeht.
5. Eintauchen in Xylol 30 Sekunden.
6. Einbetten in Kanadabalsam.

J. Tuberkelbazillenfärbung im Schnitt.

1. Man färbt mit Anilinwasserfuchsin etwa 30 Minuten (Bei manchen Schnitten ist längere Färbung angebracht).
2. Man taucht den Schnitt 10 Sekunden in 5proz. Schwefelsäure.
3. Längeres Abspülen in 70proz. Alkohol, bis der Schnitt farblos ist.
4. Eintauchen 4 Minuten in Löfflersche Methylenblaulösung: 30 ccm gesättigte alkoholische Methylenblaulösung + 100 ccm 0,01proz. Kalilauge. Ein Teil dieser konzentrierten Farblösung wird vor Gebrauch mit 3 Teilen Wasser verdünnt.
5. Abspülen mit $^1/_4$proz. Essigsäure.
6. Entwässern in absol. Alkohol.
7. Aufhellen mit Zedernöl.

K. Färbung der Rotzbazillen in Schnitten.

1. Man legt die Schnitte 5 Minuten in 0,01proz. Kalilauge.
2. Man färbt mit Löfflerscher Methylenblaulösung (s. unter J) etwa 15 Minuten, manchmal länger.
3. Man spült mit 1proz. Essigsäure ab, der man bis zur Weingelbfärbung Tropäolin 00, in Wasser gelöst, zusetzt.
4. Man spült ab in einem Gemisch von 10 Teilen dest. Wasser + 2 Tropfen konzentr. schwefliger Säure + 1 Tropfen 5proz. Oxalsäure.
5. Entwässerung in absolutem Alkohol.
6. Aufhellen in Zedernöl.

L. Unnasche Doppelfärbung.

1. Man färbt 10 Minuten mit Karbolmethylenblau nach Kühne: 1,5 g Methylenblau + 10 ccm absol. Alkohol + 100 ccm 5proz. Karbolsäure.
2. Abspülen in Wasser.
3. Einlegen des Schnittes in eine Mischung von 20 ccm gesättigter wässeriger Tanninlösung mit 20 ccm 1proz. wässeriger Lösung von Säurefuchsin.
4. Entwässern in Alkohol, Aufhellen mit Bergamottöl.

Bazillen und Kerne färben sich blau, das Gewebe nimmt eine rötliche Färbung an.

M. Färbung von Syphilisspirochäten in Schnitten.

Sehr gut bewährt hat sich das Silberimprägnierungsverfahren von Levaditi und Hoffmann.

1. Die höchstens 2 mm dicken Organscheiben werden in einem Gemisch von 9 Teilen dest. Wasser und 1 Teil Formalin 24 Stunden fixiert.
2. Man legt die Scheiben etwa 15 Stunden in 96proz. Alkohol.
3. Man legt die Scheiben in Wasser, bis die Schnitte sinken, wobei das Wasser mehrmals gewechselt wird.
4. Man hängt die Scheiben einige Tage, an Zwirnfäden gebunden, in folgende frisch bereitete Lösung: 90 g 1,5proz. Silbernitratlösung + 10 g reinstes Pyridin. Die Lösung soll in dunkler Flasche stehen; die Zwirnsfäden sollen durch den Glasstopfen gehalten werden.
5. Man spült mit 10proz. Pyridinlösung ab.
6. Man überträgt die Scheiben in eine frisch bereitete Mischung von 90 ccm frisch hergestellter, 4proz. wässeriger Pyrogallol-Lösung + 10 ccm Azeton. Davon gebraucht man 85 ccm, die mit 15 ccm reinstem Pyridin versetzt werden. Die Scheiben sollen in der Lösung im Dunkeln 24 Stunden bleiben, manchmal länger.
7. Abspülen in Wasser.
8. Überführen durch 70proz., 96proz. und absoluten Alkohol in Xylol.
9. Einbetten in Paraffin. Schneiden. Aufkleben.

Die Spirochäten erscheinen durch die eingetretene Versilberung schwarz gefärbt.

N. Nachweis der Negrischen Körperchen in Schnitten.

Um die Hundswutkörperchen nachzuweisen, verfährt man nach Mann folgendermaßen:

1. Möglichst dünne Gewebsschnitte werden in Zenkerscher Flüssigkeit fixiert.
2. Abspülen mit Wasser.
3. Entwässern mit Alkohol, Einbetten in Paraffin.
4. 12—24stündiges Färben in folgender Lösung: 35 ccm 1proz. wässeriger Methylen-

blaulösung + 35 ccm 1proz. Eosinlösung + 100 ccm dest. Wasser.
5. Abspülen mit Wasser, Entwässern in 75proz., 96proz. und absol. Alkohol.
6. Die Schnitte werden in folgende Lösung eingelegt, bis sie (nach etwa 10 Minuten) Rötung zeigen: 30 ccm absol. Alkohol + 5 g einer 1proz. Lösung von Natronlauge in absol. Alkohol.
7. Abspülen in absol. Alkohol.
8. Einlegen in Wasser 1—2 Minuten.
9. Einlegen in schwach essigsaures Wasser 1—2 Minuten.
10. Abspülen in absol. Alkohol.
11. Aufhellen in Xylol, Einbetten in Kanadabalsam.

O. Methode von Bohne.

1. Es werden aus der Mitte des Ammonshornes $^1/_2$—$^3/_4$ mm dicke Scheiben herausgeschnitten und auf 30—45 Minuten in reines Azeton bei 37 Grad eingelegt. Sodann werden die Präparate in flüssig gemachtes Paraffin von 55 Grad gebracht, in dem sie 60—75 Minuten bei 60 Grad verbleiben.
2. Die fertigen Schnitte färbt man $^1/_4$—4 Minuten mit der Mannschen Farblösung (s. unter N 4, S. 66).
3. Abspülen mit Wasser.
4. Passieren durch 75proz., 96proz., absoluten Alkohol.
5. Einlegen auf 15—20 Sekunden in folgende Lösung: 30 ccm absol. Alkohol + 5 Tropfen einer 1proz. Lösung von Natronlauge in absol. Alkohol.
6. Abspülen in absol. Alkohol.
7. Einlegen der Schnitte in Wasser 1 Minute.
8. Übertragen für 1—2 Minuten in mit Essigsäure leicht angesäuertes Wasser.
9. Entwässern durch Alkoholpassage (75proz., 96proz., absol. Alkohol.
10. Einbetten.

P. Methode nach van Gieson.

1. Aus grauer Nervensubstanz wird ein etwa halberbsengroßes Stückchen auf einem Objektträger mit Hilfe eines Deckglases zerquetscht. Das Deckglas wird langsam dem Objektträger entlang weggezogen. Man läßt das Präparat lufttrocken werden und fixiert einige Sekunden in Methylalkohol.
2. Färben unter vorsichtigem Erwärmen bis zur Dampfbildung 1—2 Minuten mit folgender Farblösung: 2 Tropfen gesättigter alkohol. Lösung von Rosanilinviolett + 1 Tropfen gesättigter wässeriger Lösung von Methylenblau + 10 Tropfen dest. Wasser.
3. Abspülen mit Wasser, Trocknen durch Alkoholpassage (75proz., 96proz. und absol. Alkohol).

Die Negrischen Körperchen sind nach dieser Behandlung intensiv rot, die Chromatinkörnchen blau gefärbt.

Q. Lentzsches Verfahren.

1. 2—3 mm dicke Querschnitte vom Ammonshorn werden nach Henke-Zeller präpariert.[35]) Man läßt die Schnitte auf dem Objektträger antrocknen und legt sie 1 Minute in absoluten Alkohol.
2. Färben mit einer Lösung von 0,5 g Eosin extra B Höchst in 100 g 60proz. Alkohol.
3. Abspülen mit Wasser.
4. Färben 1 Minute in einer Mischung von 30 g einer gesättigten alkohol. Lösung von Methylenblau B, Patent Höchst und 100 g 0,01proz. Kalilauge.
5. Abspülen mit Wasser, Trocknen mit Fließpapier.
6. Differenzieren in alkalischem Alkohol (30 g absol. Alkohol + 5 Tropfen einer 1proz. Lösung von Natrium caust. in absol. Alkohol) bis zu blaßrosa Färbung.
7. Differenzieren in einer Mischung von 30 g absol. Alkohol + 1 Tropfen 50proz. Essigsäure, bis die Ganglienzellenzüge nur noch als schwachblaue Linien erscheinen.
8. Spülen in 75proz., 96proz. und absol. Alkohol; Aufhellen in Xylol.

Die Negrischen Körperchen erscheinen karmoisinrot, ihre Innenkörperchen blau, die Ganglienzellen nebst Kernen hellblau, ihre Kernkörperchen schwarzblau, die Erythrocyten zinnoberrot.

Eine andere Vorbehandlung verlangt die zweite Methode von Lentz: Man zerquetscht Ganglienzellen (aus frischem Ammonshornquerschnitt zwischen zwei Objektträgern. Die noch feuchten Ausstriche werden einige Minuten in Methylalkohol fixiert, in absol. Alkohol abgespült und gefärbt, wie oben angegeben.

[35]) Zur Schnellhärtung und Schnelleinbettung haben Henke und Zeller Azeton vorgeschlagen. Reines, wasserfreies Azeton (das 25fache Volumen der Gewebsstücke) bringt man mit kleinen, frischen Gewebsstücken in einer Porzellanschale über geglühtes Kupfersulfat und stellt dies je nach Größe der Gewebsstücke für längere oder kürzere Zeit in den Brutschrank bei 37°. Für 1 ccm großes Stückchen rechnet man 1—$1^1/_2$ Std. Härtungsdauer. Hierauf legt man die Stückchen in Paraffin von 52—56° Schmelzpunkt, bringt sie für $^1/_2$—$1^1/_2$ Std. in den Paraffinofen und bettet ein.

Sechstes Kapitel.

Tabellen zur Bakterienbestimmung.

Die Bestimmung einer Bakterienart ist in der Regel erst nach mehreren Beobachtungen möglich. Haben wir eine Reinkultur vor uns (nur solche können zur Bestimmung nach folgender Tabelle herangezogen werden!), so werden wir zuerst die Größe der Bakterienart mit Hilfe des Mikrometers möglichst am ungefärbten Präparat bestimmen. Darauf werden wir feststellen, ob die Bakterien beweglich sind. Ist dies der Fall, so haben wir durch Geißelfärbung (s. S. 57) festzustellen, wo die Geißeln sitzen. Die Färbemethoden mit Methylenblau oder nach Gram (s. S. 56 u. 58) werden folgen, und daran werden sich Beobachtungen über das Wachstum auf den verschiedenen Nährböden (s. S. 32 usw.) anschließen. Den Nachweis der Kohlensäureentwicklung erbringen wir durch Stich in Traubenzuckeragar (s. S. 35) oder durch Ansetzen der Gärprobe mit Gärröhrchen (s. S. 51), die mit Traubenzuckerbouillon gefüllt, mit Watte verschlossen und hernach sterilisiert werden. Mit der Platinnadel bringt man eine Spur der Kultur in diese Gläschen. Schwefelwasserstoffbildung weisen wir dadurch nach, daß wir 1000 Teile Agar mit 1 Teil Bleizucker versetzen oder den Nährboden mit Bleikarbonat mischen, bis er schneeweiß gefärbt ist. Schwarzfärbung deutet das Vorhandensein von Schwefelwasserstoff an. Bei Flüssigkeitskulturen prüfen wir auf Schwefelwasserstoff einfach mit Filtrierpapier, das mit einer Lösung von basisch essigsaurem Blei oder alkalischer Bleilösung getränkt ist.

Zur Unterscheidung morphologisch und kulturell ähnlich sich verhaltender Bakterien dient die Prüfung der betreffenden Bakterien auf ihre Fähigkeit, in oder auf künstlichen Nährsubstraten das Eiweißmolekül nach einer bestimmten Richtung hin abzubauen, Indol zu bilden.

Zum Nachweis des Indols züchten wir die Bakterien 24 Stunden lang in Peptonbouillon, die wir nach folgendem Rezept anfertigen: 2 g Peptonum siccum (Witte) + 0,5 g Chlornatrium chem. rein + 100 ccm dest. Wasser + etwa 30—40 Tropfen einer 0,8proz. Lösung von chem. reinem Kaliumnitrit. Fügen wir hernach einige Tropfen 10proz. Schwefelsäure zur Kultur, so tritt, wenn Indol vorhanden, Rotfärbung ein.

Bei Cholerakulturen, die in gewöhnlicher Bouillon, also ohne Nitrit gewachsen sind, genügt der Zusatz von Schwefelsäure, um Rotfärbung zu erzielen, da diese Vibrionen offenbar aus Spuren von Nitrat, die sich in der Nährflüssigkeit als Verunreinigung regelmäßig finden, Nitrit bilden. Empfindlich ist folgende Reaktion: Man züchtet in 2proz. Peptonwasser 48 Stunden, erwärmt den oberen Teil der Nährflüssigkeit bis sie siedet und setzt 1 ccm $^1/_{10}$proz. Kaliumnitritlösung und 8 Tropfen konzentrierte Schwefelsäure zu.

Nach Zipfel hängt die Möglichkeit der Indolbildung vom Vorhandensein der Tryptophangruppe des Eiweißmoleküls in einer den Indolbildnern zusagenden Form im Nährsubstrat ab. Zipfel benützt zur Züchtung eine eiweißfreie Nährlösung, die in 1 l dest. Wassers 0,3 g Tryptophan (Indol-α-Aminopropionsäure), 2,5 g milchsaures Ammonium, 2,5 g phosphorsaures Kalium und 0,3 g phosphorsaures Magnesium gelöst enthält. Dieser Stammlösung setzt er in einzelnen Fällen noch Traubenzucker oder Glyzerin zu. Die Nährlösung, zu je 10 ccm in Reagenzgläser abgefüllt, wird an zwei aufeinanderfolgenden Tagen je zwei Stunden lang im Dampf sterilisiert. Die fertigen Tryptophanröhrchen werden sodann mit je einer Öse der zu untersuchenden Kultur beimpft und 24 Stunden lang im Brutschrank bei 37° gehalten. Die Prüfung auf Indol geschieht auf folgende Weise:

1. Zu einem Röhrchen Kulturflüssigkeit gibt man 1 ccm einer 2proz. alkoholischen p-Dimethylamidobenzaldehydlösung und tropfenweise 10%ige Salzsäure. An der Berührungsstelle der alkoholischen Aldehydlösung und der wässerigen Nährlösung entsteht bei Vorhandensein von Indol ein intensiv roter Ring. Oder
2. Ein Röhrchen Kulturflüssigkeit wird mit 0,5 ccm Natriumnitritlösung (0,02proz.) und 1—2 ccm 10%iger Schwefelsäure versetzt. Oder
3. Ein Röhrchen Kulturflüssigkeit + 1 ccm 20proz. Natriumhydroxydlösung + 1 ccm 2proz., frisch bereiteter Nitroprussidnatriumlösung + Eisessig im Überschuß.

Tritt positive Reaktion (Rotfärbung) nur schwach auf, so wird die Rotfärbung, falls man es mit einem Indolbildner zu tun hatte, nach längerer Beobachtungszeit (48 Stunden) stärker hervortreten.

Tabellen
zur
Bakterienbestimmung

I.	II.	III.	IV.	V.	VI.	VII.	VIII.		IX.
Name	Autor	Vorkommen	Größe in μ	Geißeln	Färbbarkeit	Färbung (nach Gram)	Wachstum Aerob.	Wachstum Anaerob.	Optimal Nährbod
Streptococcus pyogenes*)	Rosenbach	Im Boden, Kanalwasser. In der Mundhöhle usw. gesunder Menschen. Erreger der Blutvergiftung u. d. Rose.	0,6—0,8	—	+	+	+	+	Gewöhnli Nährböden Zucker- o Kreidezus
Streptococcus lanceolatus**)	Gamaleia	Bei den verschiedensten Entzündungsprozessen, besonders auf den Schleimhäuten oder serösen Häuten des Menschen.	0,8 lang 0,3—0,4 breit	—	+	+	+	+	Aszites Glyzerinag
Sarcina pulmonum	Virchow, Hauser	In den Luftwegen des Menschen, jedoch anscheinend ohne Krankheit zu verursachen.	0,8—1,6	—	+	+	+		+
Sarcina tetragena	Migula	In der Mundhöhle gesunder Menschen. Im kranken Menschen bei Angina, Phthise (Schwindsucht) und in Abszessen. Meist nur zufälliger Befund; pathogen nur für Meerschweinchen und Mäuse.	0,4—1,0	—	+	+	+	+	+
Sarcina lutea	Flügge	In der Luft.	1,1	—	+	—	+	—	+
Sarcina flava	de Bary	In Mageninhalt gefunden.	1,0—1,6	—	+	+	+	+	+
Sarcina alba	Zimmermann	In Trink- u. Nutzwasser.	0,88	—	+	+	+	—	+
Sarcina aurantiaca	Flügge Lindner	In der Luft.	0,6—0,8	—	+	+	+	+	+
Sarcina cerevisiae	Balcke und Lindner	In trüb gewordenem Bier.	0,9—1,5	—	+	+	+	+	+
Micrococcus gonorrhoeae (Gonococcus)	Flügge (Neißer)	Außerhalb des Organismus und im gesunden Organismus nie; bei Gonorrhöe in der Urethra usw.	0,8	—	Löfflers Methylenblau	—	—	+	Menschlich Blutserun Außerden Blutagar Thalmann agar, Seru agar, Aszi Glyzerinag
Micrococcus albicans amplus	Bumm	Ähnlich dem Micr. gonorrhoeae, etwas größer. Wächst auf Gelatine grauweiß.	0,9—1,0						

*) Die Frage der Unterscheidung zwischen verschiedenen Arten der pathogenen Streptokokken ist noch im Fluß. M unterscheidet Streptococcus largus, der in langen Ketten wächst und den Blutagarnährboden aufhellt, Streptococ viridans, weniger pathogen, der den Blutfarbstoff schwarz-grünlich färbt und Streptococcus mircosus, der in groß schleimigen Kolonien wächst. Letztere sind öfters bei Mittelohreiterung gefunden.

**) Identisch mit Pneumococcus lanceolatus (Fränkel-Weichselbaum), dem Erreger der Lungenentzündung.

XI.	XII.	XIII.	XIV.	XV.	XVI.	XVII.	XVIII.	XIX.
Bouillon-Kultur	Milchkultur: Gerinnung	Milchkultur: Reaktion	Sporenbildung	Gasentwicklung in Zuckeragar	Farbstoffbildung auf der Agarstrich-Kultur	Schwefelwasserstoff-Entwicklung	Indol-Reaktion	Besonderheiten
Bouillon bleibt klar; es bildet sich jedoch ein flockiger Bodensatz	+	Sauer	—	—	—	Mäßig	—	Kreisrunde Form oder halbkugelig durch Teilung. Wachstum auf allen Nährböden nicht kräftig.
—	+	Sauer	—	—	—			Form der Kokken mehr oder weniger lanzettförmig. Im Tierkörper sind sie in Kapseln eingehüllt, während diese auf künstlichen Nährböden meist fehlen.
Klar, geringer Bodensatz, bröckelig		Sauer	+	—	—	—	—	Kartoffelkultur braungelb.
—	△	Schwach alkalisch	—	—	—	—	—	Kartoffelkultur weiß bis grauweiß. Kann bei Tieren Eiterung erzeugen.
Klar, mäßiger Bodensatz	+				Schwefelchromgelb	Wenig	Spur	Kartoffelkultur zitronengelb. Es werden besonders schöne, große, regelmäßige Paketballen gebildet.
—	+	Schwach sauer	—	—	Gelb bis grüngelb	Mäßig	Sehr schwach	Paketballen nicht regelmäßig.
Schwache Trübung, flockiger Niederschlag.			+					Keine großen, regelmäßigen Paketballen.
Schwache Trübung. Weißer, feingrießiger Niederschlag, aus kräftigen Zellen bestehend; Trübung	+	Amphoter	—	—	Orangerot	—	Sehr schwach	
				—	Gelblich bis gelblichbraun		Sehr schwach	
				—	(Auf Blutagar): Durchscheinend grauer Belag, manchmal schmutzig gelblich			Nierenförmig, liegen meist zu zweien mit ihren Einbuchtungen gegeneinander.

Erklärung der Zeichen in den Bestimmungstabellen.

+ bedeutet das Vorhandensein, — das Fehlen der Eigenschaften, die die Überschrift bezeichnet. — Ein leeres Feld deutet, daß entsprechende Beobachtungen noch fehlen. — In Stab VIII links bedeutet △, daß der betr. Organismus manchmal aerob, manchmal anaerob wachsend gefunden wurde. — In Stab X bedeutet △, daß die Verflüssigung der Gelatine sehr langsam vor sich geht. — In Stab XII bedeutet △, daß die Milch manchmal gerinnt, manchmal auch nicht.

I. Name	II. Autor	III. Vorkommen	IV. Größe in μ	V. Geißeln	VI. Färbbarkeit	VII. Färbung (nach Gram)	VIII. Wachstum Aerob.	VIII. Wachstum Anaerob.	IX. Optimaler Nährboden
Diplococcus albicans tardissimus	Bumm	Mikroskopisch, morphologisch identisch mit Micr. gonorrhoeae, wächst aber, wenn auch sehr langsam, auf Gelatine.							
Micrococcus subflavus	Bumm	Ebenfalls dem Micr. gonorrhoeae verwandt.							
Micrococcus intracellularis (Diplococcus intracellularis meningitidis)	Weichselbaum	Bei Menschen, die an epidemischer Genickstarre erkrankt sind, hauptsächlich in den weichen Häuten und der Flüssigkeit des Gehirns und Rückenmarks, sowie im Nasenschleim usw. Gelegentlich auch bei gesunden Menschen (sog. Bazillenträgern); dem Gonococcus sehr ähnlich.		—	+	+	+		Menschliches Blutserum; außerdem Aszitesagar Löfflerserum
Micrococcus catarrhalis	R. Pfeiffer	Im gesunden menschlichen Organismus: Sekret der Luftwege. Bei Erkrankung an Bronchitis usw.	1,0	—	+	—	+		Serum- oder gew. Nährag
Micrococcus melitensis (Kokkus des Maltafiebers)*)	Bruce	Im Harn maltafieberkranker Menschen.	Etwa 1,0 lg. Fäden bis 4,0	—	+	—	+	+	+
Micrococcus candicans	Flügge	In Luft, Wasser, Milch. Im Smegma praeputii aus den menschlichen Haaren.	0,4–1,0	—	+	+	+	+	+
Micrococcus rosettaceus	Zimmermann	Ganz ähnlich dem Micr. candicans, auf Gelatine grauweiß, auf Kartoffel gelblichgrau.	0,8—1,0						
Micrococcus concentricus	Zimmermann	Leitungswasser.	0,9	—	Heißes Karbolfuchsin	+	+		+
Micrococcus viticulosus	Flügge		1,2 lg. 1,0 br.	—	+		+		+
Micrococcus der bitteren Milch	Conn	In Milch.		—	+		+		Milchgelatin
Micrococcus Freudenreichii	Guillebeau	In Milch.	2,0—2,2	—	+		+		Milchgelatin
Micrococcus der fadenziehenden Milch.	Weigmann	In Milch.		—	+		+		Milchgelatin

*) Gehört wahrscheinlich zur Gruppe Bacterium.

XI.	XII.	XIII.	XIV.	XV.	XVI.	XVII.	XVIII.	XIX.
Bouillon-Kultur	Milchkultur: Gerinnung	Milchkultur: Reaktion	Sporenbildung	Gasentwicklung in Zuckeragar	Farbstoffbildung auf der Agarstrich-Kultur	Schwefelwasserstoff-Entwicklung	Indol-Reaktion	Besonderheiten
Kahmhaut			—					
Trübung; gewöhnlich mit Häutchen bedeckt.	—		—		Weißgrau	—	—	Kugel- und halbkugelförmig, nie Stäbchenformen.
Zuerst Trübung, dann flockiger Niederschlag	—	Amphoter	—	—	Graulich	—	—	
Mäßige Trübung	—	Sauer	—	—	—	—	—	Kugelförmig.
Trübung, feiner, weißlichgrauer Bodensatz								Auf Agarplattenkulturen u. Gelatinekulturen treten konzentrische Zonen auf, daher der Name concentricus.
Wurde nur einmal, als zufällige Verunreinigung isoliert; soll auch schon im Wasser gefunden worden sein								
Sehr schleimig	+		—		—			Die Milch wird nach dem Gerinnen schleimig gelöst; Geschmack schwach sauer, sehr bitter.
Zuerst Trübung, dann klar mit flockigem Absatz	+	Sauer	—		—			Sterile Milch wird sauer, stark klebrig (fadenziehend) u. gerinnt nach einigen Tagen. Unterscheidet sich von Micr. Freudenreichii durch die Nicht verflüssigung der Gelatine.

I.	II.	III.	IV.	V.	VI.	VII.	VIII.		IX.
Name	Autor	Vorkommen	Größe in μ	Geißeln	Färbbarkeit	Färbung (nach Gram)	Wachstum Aerob.	Wachstum Anaerob.	Optimale Nährbode
Micrococcus acidi lactis	Krüger	In Milch.	1,0—1,5	—	+		+	+	Milchgelat
Micrococcus coronatus	Flügge	In Luft.	0,8—1,6	—	+		+		+
Micrococcus corallioides	Zimmermann	In Wasser.		—	Heißes Karbolfuchsin	+			+
Micrococcus radiatus	Flügge	Im Wasser	unter 1,0	—	+		+		+
Micrococcus luteus (Bacteridium luteum)	Lehmann u. Neumann (Schröter)	Im Wasser	0,4—1,2	—	+	+	+		+
Micrococcus flavus	Lehmann-Neumann (Flügge)	Zeigt große Ähnlichkeit mit Micr. luteus und mit Sarcina flava; stimmt mit dieser überein bis auf die Fähigkeit, Sarcinapakete zu bilden.							
Micrococcus ascoformans	John	Im Gewebe und Eiter pathologischer Neubildungen bei Pferden, Rindern, Schweinen, Schafen usw.		—	+		+		+
Micrococcus pyogenes α aureus	Rosenbach (Lehmann u. Neumann)	In Milch, Schmutzwasser usw., auf der Haut gesunder Menschen, in der Mundhöhle usw. Im kranken Menschen: in manchen eiternden oder nur entzündeten Organen.	0,7—1,0	—	+	+	+	+	+
Micrococcus pyogenes β citreus	"	Wie oben.	0,5—1,4	—	+	+	+	+	+
Micrococcus pyogenes γ albus	"	Wie oben.	0,4—1,0	—	+	+	+	+	+
Micrococcus Biskra	Heydenreich	Verursacht das Pendesche Geschwür, Clou de Biskra usw.	0,86—2,0	—	+	+	+	—	+
Micrococcus bicolor	Zimmermann	In Leitungswasser; ist auch in Mageninhalt gefunden worden.	1,2—1,6	—	+		+		+
Micrococcus roseus	Lehmann u. Neumann (Bumm)	Sehr häufig in Luft.	0,5—1,2	—	+	+	+	+	+

XI.	XII.	XIII.	XIV.	XV.	XVI.	XVII.	XVIII.	XIX.
Bouillon-Kultur	Milchkultur: Gerinnung	Milchkultur: Reaktion	Sporenbildung	Gasentwicklung in Zuckeragar	Farbstoffbildung auf der Agarstrich-Kultur	Schwefelwasserstoff-Entwicklung	Indol-Reaktion	Besonderheiten
	+	Sauer	—		—			Der Kokkus hat längliche Form; er peptonisiert die Eiweißkörper in der Milch und giebt ihr eine schmierige Konsistenz und einen kleisterartigen Geruch.
Schwache Trübung, Bodensatz	+	Sehr schwach sauer	—		—	Spur		Spur von Schwefelwasserstoff.
Trübung; weißes, feinkörniges Sediment			—		—			Fein gegliedertes, korallenähnliches Wachstum auf Gelatineplatten.
					Weiß mit gelbgrünlichem Schimmer			Auf der Gelatine-Plattenkultur ein Kranz zierlicher Strahlen.
—	Langsam	Sauer	—	—	Zitronengelb	Schwach	Sehr schwach	Hat sehr große Ähnlichkeit mit Sarcina lutea.
								Die Kulturen sind denen der Micr. luteus und flavus sehr ähnlich. Gelatineplatten makroskopisch wie mit Blütenstaub bestreut, obstartig riechend.
Starke Trübung, Häutchen	+	Alkalisch	—	—	Orangegelb	Stark	Sehr schwach	
—	—	Alkalisch	—	—	Zitronengelb	—	—	
Schwache Trübung	△	Schwach sauer	—	—	—	Sehr schwach	Spur	
			Soll ovale Sporen bilden		Grauweißer bis gelblicher Belag mit lackartigem Glanz; Farbe wechselt			Durchaus gleich dem Micr. pyog. *a* aureus.
Getrübt mit mäßigem festem Bodensatz	—	Schwach sauer			Saftiger, graugelblicher Belag mit orangegelben Zipfeln u. Flecken	Spur	Spur	
—	△	Alkalisch	—	—	Karminrot	—	—	Kartoffelkultur schmal.

I.	II.	III.	IV.	V	VI.	VII.	VIII.		IX.
Name	Autor	Vorkommen	Größe in μ	Geißeln	Färbbarkeit	Färbung (nach Gram)	Wachstum Aerob.	Wachstum Anaerob.	Optimaler Nährboden
Micrococcus cerasinus	List	In Wasser	0,3	—	+		+		+
Micrococcus cyaneus	Cohn (Schröter)	In Luft und Wasser		—	+		+		+
Bacterium Nitrosomonas europaea	Lehmann u. Neumann (Winogradsky)	Überall im Boden	Länge 1,1—1,8 Breite ca. 1,0	+	+		+		Nur anorga Nährböden z. B. Kiesel Gallerte
Bacterium Nitrobacter	Winogradsky	In allen Böden	1,0 lang 0,3—0,4 breit		Schwer zu färben	—	+		An organisch Stoffen arm Nährböden Nitritagar
Bacterium radicicola	Beyerinck	In den Wurzelknöllchen verschiedener Leguminosen		+	+		+	—	Leguminosen Gelatine, Kartoffel
Bacterium influenzae	R. Pfeiffer	In dem hellgelblich grünen, geballten, zähschleimigen Auswurf des influenzakranken Menschen	1,2 lang 0,4 breit	—	Stark verdünnte Karbolfuchsinlösung	—	+	—	Blutagar, Blutbouillon
Bacterium aegyptiacum (Koch-Weeksscher Bazillus)	Lehmann u. Neumann	Im Augensekret bei ansteckender Konjunktivitis (Entzündung der Augenbindehaut).	1—2 lang	—	+	—	+	—	Blut-Nährböden
Bacterium duplex	"	Im Augensekret bei chronischer Bindehautentzündung	2—3 lang 1,0 breit	—	+		+		"
Bacterium ulceris cancrosi	Ducrey-Kruse	In den Geschwüren beim weichen Schanker	1,5—2,0 lang 0,5—1,0 breit	—	Methylenblau	—	+		"
Bacterium septicaemiae haemorrhagicae	Hüppe	Im Wasser und Boden. Im menschl. Organismus nicht, dagegen in normalem Taubenkot, Schweinenasenschleim. Erzeugt verschiedene Tierseuchen.	0,3—1,0 lang	—	+	—	—	+	+
Bacterium avicidum (Bac. avisepticus)	Kitt	Erreger der Hühnercholera; kommt im Wasser (Kanalwasser) vor.							Kartoffel
Bacterium pseudotuberculosis rodentium	Preiß	Erregt tuberkuloseähnliche Granulationsgeschwülste bei Nagetieren.		—	Alkalisches Methylenblau	—	+	—	+
Bacterium pestis	Kitasato, Yersin	Erzeugt die echte orient. Beulen- od. Drüsenpest u. die Pestpneumonie.	0,6—1,9 lang 0,6 breit	—	+	—	+	—	Gekochter Re Löfflers Se rum-Mischu
Bacterium acidi lactici	Hüppe	In saurer Milch.	0,6—2,0 lang 0,4—0,6 breit	—	+	—	+	+	+
Bacterium caucasicum	Kern	Spielt bei der Kefirgärung eine große Rolle.	5—6 lang 1 breit	—	+		+		Milchagar

XI.	XII.	XIII.	XIV.	XV.	XVI.	XVII.	XVIII.	XIX.
	Milchkultur							
Bouillon-Kultur	Gerinnung	Reaktion	Sporenbildung	Gasentwicklung in Zuckeragar	Farbstoffbildung auf der Agarstrich-Kultur	Schwefelwasserstoff-Entwicklung	Indol-Reaktion	Besonderheiten
			—		Kirschroter, in Alkohol und Äther unlöslicher Farbstoff			Auf Kartoffel breite, trokkene Kultur.
			—	Lebhaft	Gesättigt kobaltblau			
								Bildet aus Ammoniak Nitrit. Reinkultur sehr schwierig.
								Nitratbildend aus Nitrit.
								Kann den Stickstoff aus der Luft assimilieren.
—	—	—	—	—	—	—	—	
								Ist kaum zu unterscheiden von Bact. influenzae.
								Große Stäbchen, zu zweien angeordnet. Ketten dünner Stäbchen.
	—	Schwach sauer		—	—	Kräftig	Stark	Auf Kartoffel kümmerliches Wachstum.
Erst diffuse Trübung, dann dickes Sediment	—	—		—	Gelblichweiß, lachsfarben, gelbbraun		—	Kulturen ähnlich wie bei Bact. coli.
Zuerst trüb, Häutchen	—		—	—	—	—	Stark	
Mäßige Trübung	+	Sauer	—	+	—	Stark	Stark	
	—		—		—			

I.	II.	III.	IV.	V.	VI.	VII.	VIII.		IX.
Name	Autor	Vorkommen	Größe in μ	Geißeln	Färbbarkeit	Färbung (nach Gram)	Wachstum Aerob.	Wachstum Anaerob.	Optimale Nährbode
Bacterium Güntheri (Streptococcus Güntheri)	Lehmann u. Neumann	In saurer Milch.	1,0 lang 0,5—0,6 breit	—	+	+	+	—	Milchzucker Agar
Bacterium pneumoniae	Friedländer	Kann Pneumonie (Lungenentzündung) hervorrufen, Bronchitis usw.	0,6—3,2 lang 0,5—0,8 breit	—	+	—	+	+	+
Bacterium lactis viscosum	Adametz	Ein Schädling in der Butterherstellung, macht den Rahm schleimig, die Butter wird weich und ist wenig haltbar.		—	+	+			
Bacterium Pflügeri (B. phosphoreszens)	Ludwig (Lassar)	In den nördlichen Meeren, kann Meerleuchten verursachen, macht Fischfleisch u. anderes Fleisch leuchtend.		—	+		+	+	Gewöhnlich Nährböden mit 3% Sa zusatz
Bacterium typhi (Typhusbazillus)	Ebert, Gaffky	Ist hie und da im Wasser u. im Boden zu finden; ist der Erreger des Typhus beim Menschen.	1,0—3,2 lang 0,6—0,8 breit	Viele	+	—	+	+	+
Bacterium coli	Escherich	Im Wasser. Bei gesunden Menschen im Darmkanal usw. Kann Krankheiten des Abdomens (Unterleib) u. a. verursachen.	0,8—3,2 lang 0,4—0,6 breit	Mehrere, selten nur eine	+	—	+	+	+
Bacterium enteritidis	Gärtner	Kann septische Enteritis (Darmentzündung) erzeugen, da im Fleisch kranker Tiere vorkommend.	1,0 lang	Mehrere	+		+	+	+
Bacterium paratyphi	Schottmüller	Im Blut, den Organen u. Entleerungen von an Paratyphus Erkrankten.		Viele	+		+	+	+
Bacterium typhi murium (Mäusetyphus)	Löffler	Hausmaus und Feldmaus werden häufig von diesem Bakterium heimgesucht. Auch für Kinder und schwächliche Personen pathogen.		Viele	+		+		Wächst seh üppig auf Kartoffel
Bacterium caniculae	Galli-Valerio	Erreger der Hundestaupe, Katzen, Kaninchen u. Meerschweinchen sind ebenfalls für das B. c. empfänglich.	1—2 lang 0,3—0,9 breit	Eine	+	+	+		+
Bacterium dysenteriae	Shiga-Kruse	Nur im Darminhalt u. in den Darmlymphdrüsen der Ruhrkranken.	0,8—3,0 0,4—0,6 breit	—	+	—	+	+	+

X.	XI.	XII.	XIII.	XIV.	XV.	XVI.	XVII.	XVIII.	XIX.
		Milchkultur							
Verflüssigung der Gelatine	Bouillon-Kultur	Gerinnung	Reaktion	Sporenbildung	Gasentwicklung in Zuckeragar	Farbstoffbildung auf der Agarstrich-Kultur	Schwefelwasserstoff-Entwicklung	Indol-Reaktion	Besonderheiten
—	Trübung	Fest gerinnend	Stark sauer		—	—			
—	Mäßige Trübung	—	Sauer	—	+	—	Schwach	Schwach	
	Starke Trübung	Milch wird zähschleimig, nicht sauer, nicht gerinnend	Schwach alkalisch	—	—	—	—	Schwach	
—		+	—	—	+				Leuchtet bei Sauerstoffzutritt intensiv in weißlichgrünlichem Licht.
—	Schwache Trübung	—	Amphoter	—	—	—	Sehr stark	—	Verträgt gut Säure.
—	Mäßige Trübung	+	Sauer	—	+	—	Stark	Stark	Wird leicht mit Bact. typhi verwechselt.
—		—	Alkalisch		+	—	+	—	Bacterium paratyphi und enteritidis, sowie noch mehrere andere verhalten sich kulturell völlig gleich, sind nur durch Agglutination zu trennen.
—		—		—	+	—		—	Hat mit Bact. typhi und mit coli große Ähnlichkeit.
		—	Alkalisch		+	—	Kräftig	—	
		—	—		+	Grauer Belag		—	
—	Gleichmäßige Trübung	—	Amphoter	—	—	—	Mäßig	—	Verhält sich morphologisch und biologisch wie Bact. typhi, doch fehlt Eigenbewegung u. Säurebildung aus Traubenzucker.

I.	II.	III.	IV.	V.	VI.	VII.	VIII.		IX.
Name	Autor	Vorkommen	Größe in μ	Geißeln	Färbbarkeit	Färbung (nach Gram)	Wachstum Aerob.	Wachstum Anaerob.	Optimale Nährbode
Bacterium Stutzeri	Lehmann u. Neumann	In Stroh und Pferdemist.	2,0—4,0 lang 0,75 breit	+	+		+	+	Gelatine
Bacterium cepaeodorum	„	Im Wasser.		+	+	−			+
Bacterium disciformans	Zopf		0,3—1,4 lang 0,3—0,5 breit	−	+	−	+	+	+
Bacterium punctatum	Zimmermann	Im Wasser.	0,8 lang 0,5 breit	Eine	+	−	+		+
Bacterium vitulinum	Weißenberg	Erreger einer Kälber-Dysenterie (Ruhr).			+	−	+	+	+
Bacterium pseudomelanosis	P. Ernst	Erreger der Pseudo-Melanose (postmortale Schwarzfärbung von Leichenteilen).		Viele	+	−	+		+
Bacterium salmonicida	Emmerich u. Weibel	Erreger der Forellenseuche.			+		+	+	Gewöhnlich Nährböden Kartoffel nicht
Bacterium astaciperda	Lehmann u. Neumann	Erreger der Krebspest, auch für manche Fische und für Mäuse pathogen.		1—6	+		−	+	+
Bacterium aceti Bacterium pasteurianum Bacterium Kützingianum	Hansen	Bakterien der Essiggärung.			+				+
Bacterium turcosum	Zimmermann	Im Wasser.	0,3—1,5 lang 0,2—0,3 breit	Eine	+		+	+	+
Bacterium cremoides	Lehmann u. Neumann	Im Leitungswasser.	0,8—1,6 lang 0,5—0,8 breit	−	+	+	+		+
Bacterium erythrogenes	Grotenfeldt	Erzeugt rote Milch.	0,8—3,0 lang 0,5—1,5 breit		+	+	+		+
Bacterium helvolum	Zimmermann	In Luft.	1,0—3,6 lang 0,8—1,2 breit	−	+	+	+		+
Bacterium lactis saponacei	Weigmann u. Zirn	Gibt der Milch seifigen, laugenartigen Geschmack.		−	+		+		+

X.	XI.	XII.	XIII.	XIV.	XV.	XVI.	XVII.	XVIII.	XIX.
		Milchkultur							
Verflüssigung der Gelatine	Bouillon-Kultur	Gerinnung	Reaktion	Sporenbildung	Gasentwicklung in Zuckeragar	Farbstoffbildung auf der Agarstrich-Kultur	Schwefelwasserstoff-Entwicklung	Indol-Reaktion	Besonderheiten
—	Häutchen			—		—			
—	Trübung	+	Amphoter	—	—				Die Kulturen haben starken Zwiebelgeruch.
+	Starke Trübung	Zuerst + dann wieder flüssig		—	+	Agar bräunlich bis rosa gefärbt, Kolonien schmutzig-weiß	Stark	Spärlich	Auf Kartoffel kräftig wachsend.
+		Zuerst Gerinnung dann wieder Verflüss.		—	Stark	—	Stark	Schwach	Keine Ästchen im Gelatinestich.
+	Stark trübe, zartes Häutchen	—		—	+	—	Stark	Schwach	Kartoffelkultur stinkt stark.
+				—	+	—	Sehr stark		
—	An der Oberfläche leichte Trübung, allmählich reichlicher Niederschlag			—		Graugelb, später braun			
+	Diffuse Trübung	+		—	+	—	Stark	Spärlich	Gelatineplatten zeigen Spermageruch.
—									Bilden aus Alkohol Essigsäure.
—	Schwache Trübung	—		—		Intensiv gelb, etwas ins grünliche gehend	Schwach	Schwach	Dünne Kurzstäbchen. Auf Gelatine und Agar dünne, grüngelbe Überzüge.
—	Klar, mit Häutchen und schwachem Bodensatz	—		—	—	—	Wenig	Schwach	Kulturen hellgrauorange (creme).
+		Milch rahmt auf, Rahm wird gelb	Alkal., Kasein scheidet sich flockig ab, Serum wird rosenrot	—	—	Kolonien saftig gelb, Agar und Gelatine färben sich (bes. im Dunkeln) intensiv rot	Wenig	Stark	
+	Trübung mit schwachem Häutchen	+		—	—	Saftig gelblichgrau	Kräftig	—	Gelatine zitronengelb.
+		Gerinnt nicht, wird aber schleimig, schwach fadenziehend		—		Gelb			Wächst auf Gelatine erst weiß, dann gelblich.

I.	II.	III.	IV.	V.	VI.	VII.	VIII.		IX.
Name	Autor	Vorkommen	Größe in μ	Geißeln	Färbbarkeit	Färbung (nach Gram)	Wachstum Aerob.	Wachstum Anaerob.	Optimaler Nährboden
Bacterium nubilum	P. u. C. Frankland	Im Wasser.	1—2 lang 0,3—0,5 breit	—	+	+	+		+
Bacterium ochraceum	Zimmermann	In Mageninhalt.	1,2—3,6 lang 0,5—0,8 breit	+	+	+	+		+
Bacterium fulvum	Lehmann und Neumann	In Wasser und Milch.	1,0 bis zu lg. Fäden, 0,3—0,5 breit	—	+	+	+		+
Bacterium latericium	Adametz	In Luft.	0,8—1,6 lang 0,4—0,6 breit	—	+	+	+	+	+
Bacterium prodigiosum	Ehrenberg	Auf feuchtem Brot, gekochten Kartoffeln, Kleister usw.; ist die Ursache der „blutigen Hostie". Wurde auch schon in Wasser gefunden.	0,3—1,6 lang 0,2—0,3 breit	Viele	+	—	+	+	+
Bacterium kiliense	Fischer u. Breunig	Im Wasser.	0,8—2,4 lang 0,3—0,6 breit	Viele	+	—	+	+	+
Bacterium violaceum	J. Schröter	Im Wasser.	1,6—4,8 lang 0,5—0,8 breit	Mehrere	+	+	+	+	+
Bacterium indigonaceum	Claessen, Schneider	Im Wasser.	1,6—3,0 lang 0,8—0,9 breit		+		+	+	+
Bacterium caeruleum	Voges				+	—	+	+	+
Bacterium pyocyaneum	Gessard, Flügge	Im Wasser. Bei gesunden Menschen in Mund, Schlund, Darm und auf der Haut zuweilen. Im kranken Organismus: im Eiter offener Wunden.	1,4—6,0 lang 0,4 breit	Eine	+	+	+	—	+
Bacterium fluoreszens	Flügge	Wasser, Boden, Milch, Mageninhalt.	1,6—3,0 lang 0,4—0,6 breit	Eine, selten zwei	+	—	+		+
Bacterium ranicida	P. Ernst	Ist für Fische und Frösche pathogen, auch für manche Warmblüter.		+	+		+		+
Bacterium putidum	Flügge	Wasser, Boden.	1,9—5,0 lang 0,4—0,8 breit	Eine, selten zwei	+	—	+	—	+

X.	XI.	XII.	XIII.	XIV.	XV.	XVI.	XVII.	XVIII.	XIX.
Verflüssigung der Gelatine	Bouillon-Kultur	Milchkultur: Gerinnung	Milchkultur: Reaktion	Sporenbildung	Gasentwicklung in Zuckeragar	Farbstoffbildung auf der Agarstrich-Kultur	Schwefelwasserstoff-Entwicklung	Indol-Reaktion	Besonderheiten
+	Trübung	—	Alkalisch	—	—	Mitte blaßrosa, Ränder gelbbräunlich		Schwach	
+	Schwache Trübung, mäßiger Bodensatz, geringes Häutchen	—	Etwas schleimig	—	—	Schmutzig hellgraugelb (blaßockergelb)	Stark	Stark	
Teils + Teils —		—		—	—	Saftig orangegelb bis gelbbraunrot	—	Schwach	Milch wird manchmal gelblich trübe, mit orangem Bodensatz.
—	—	—	Schwach alkalisch	—	—	Zinnoberrot	—	Spur	Nahe verwandt mit Bact. acidi lactici.
+	Starke Trübung	+	Sauer	—	—	Purpurrot, manchmal weißlichgrau bis rot schattiert	Spur	Sehr schwach	
+	Starke Trübung	+	Sauer	—	+	Ziegelrot bis karminrot	Schwach	—	Äußerst ähnlich dem Bact. prodigiosum.
+	Häutchen, mäßige Trübung	+	Sauer	—	—	Indigoblau bis dunkelviolett	—	—	Farbstoff löst sich in Alkohol.
—	Trübung, Häutchen	—	Färbt sich blaugrünlich	—		Indigoblau			Farbstoff unlöslich.
	Tiefblaues Häutchen, mäßige Trübung		Oberfläche färbt sich hellblau; sonst unverändert	—	—	Mitte hellblau, Ränder grau; auch der Agar färbt sich ein wenig			Auf Kartoffel blaugrün, Farbstoff unlöslich.
+	Starke Trübung	+	Amphoter, später alkalisch	—	—	Gelbgrün fluoreszierend	—	—	Auf allen Nährböden, auch flüssigen, Farbstoffbildung.
+	Häutchen und Trübung	—	Amphoter, später alkalisch	—	—	"	—	Schwach	Farbstoffbildung schwächer, auf Bouillon sehr gering.
+				—	+	Bläulich fluoreszierend			
—	Mäßige Trübung	—	Amphoter	—	—	Gelbgrün fluoreszierend	—	—	Auf Agar, Kartoffel, Milch, Bouillon von Bact. fluoreszens kaum zu unterscheiden.

I.	II.	III.	IV.	V.	VI.	VII.	VIII.		IX.
Name	Autor	Vorkommen	Größe in μ	Geißeln	Färbbarkeit	Färbung (nach Gram)	Wachstum Aerob.	Wachstum Anaerob.	Optimaler Nährboden
Bacterium syncyaneum	Ehrenberg	In blau gewordener Milch.	1,2—3 lang 0,5 breit	Eine oder mehrere	+	+	+	—	Eiweißfreie Nährböden
Bacterium Zopfii	Kurth	Aus Hühnerkot und aus Fäulnisgemischen isoliert. Innerhalb des Organismus nicht gefunden.	0,6—2,4 lang 0,5—0,8 breit	Viele	+	+	+	—	+
Bacterium vulgare (Proteus)	Hauser	In faulendem Fleisch und anderen faulenden Objekten, auch in faulendem Wasser. Im Darm gesunder Menschen. Kann Krankheiten in den Harnorganen erzeugen, ist bei Personen, die an Fleischvergiftung erkrankten, gefunden worden.	0,8—6,4 lang 2—3 breit	Viele	+	+	+	+	Auch eiweißfreie Nährböden
Bacterium vulgare β mirabilis	Hauser		0,4—1,6 lang 0,3—0,6 breit	Viele	+	+	+	+	+
Bacterium murisepticum	Migula	In Kanalwasser, faulem Fleisch, fauler Hefe. Erreger der Mäuseseptichämie; für Menschen im allgemeinen nicht pathogen, kann aber gelegentlich für Kinder pathogen werden.	1,0—4,8 lang 0,4—0,6 breit	—	+	+	△	+	+
Bacterium erysipelatos suum	Migula	Verursacht d. Schweinerotlauf; für den Menschen nicht pathogen.	1,6—4,8 lang 0,2—0,4 breit	—	+	+	△	+	+
Bacillus anthracis (Milzbrandbazillus)	Cohn u. Koch	Macht Rinder und Schafe milzbrandkrank u. kann beim Menschen den Haut-, Inhalations- und Darmmilzbrand hervorrufen.	1,2—3,2 lang 1,0—1,2 breit	—	Mit allen Anilinfarbstoffen	+	+	+	+
Bacillus mycoides (Wurzelbazillus)	Flügge	Im Boden.	1,6—3,6 lang 0,8 breit	+	+	+	+	+	+
Bacillus Ellenbachensis	Stutzer	Auf Apium graveolens (Sellerie), Beta vulgaris (Zuckerrübe) Brassica napus (Raps).	2,0—3,0 lang 1,0—1,5 breit	—	+		+	—	Möhren
Bacillus ruminatus	A. Meyer u. Gottheil	Auf Brassica rapa (Rübsen), Apium graveolens, Beta altissima.	2,0—2,5 lang 1,5 breit	—	+	+	+	—	„
Bacillus simplex	„	Auf Brassica napus (Raps).	3,0 lang 0,9 breit	—	+	+	+	—	„

X.	XI.	XII	XIII.	XIV.	XV.	XVI.	XVII.	XVIII.	XIX.
Verflüssigung der Gelatine	Bouillon-Kultur	Milchkultur: Gerinnung	Milchkultur: Reaktion	Sporenbildung	Gasentwicklung in Zuckeragar	Farbstoffbildung auf der Agarstrich-Kultur	Schwefelwasserstoff-Entwicklung	Indol-Reaktion	Besonderheiten
—	Häutchen, mäßige Trübung	—	Alkalisch	—	—	Gelbgrün bis blaugrau	—	—	
—	Sehr schwache Trübung	—	Schwach alkalisch	—	—	—	Stark	Schwach	Erzeugt typische Fäulnis auf eiweißreichen Nährböden.
+	Mäßige Trübung	+	Schwach sauer	—	+	—	Sehr stark	Sehr stark	In der Gelatinekultur zuweilen Ästchen.
+	Mäßige Trübung	—	Schwach alkalisch	—	+	—	"	Schon ohne Nitrit schwach	
—	Schwache oder mäßige Trübung	—	Amphoter	—	—	—	"	—	Sehr zarte, regelmäßige Ästchen im Stichkanal.
—	Manchmal Häutchen, schwache Trübung	△	Amphoter	—	—	—	"	—	Eine Abart des Bact. murisepticum.
+	Kräftige Trübung	+	Schwach alkalisch	+	—	—	Spur	—	Gelatinestichkultur zeigt derbe Ästchen, Agarplattenkultur schöne regelmäßige Wellen.
+	Häutchen, mäßige Trübung	+	Alkalisch	+	—	—	—	—	Zarte Ästchen im Gelatinestich. Agarplattenkultur mit wurzelartigen Ausläufern.
Ungew. schnell	Schwach trübe, Häutchen, Bodensatz	+		+	—	—	Stark		Kurze Ästchen im Gelatinestich. Sehr große Sporen.
+	Schwache Trübung, geringer Bodensatz, am Rande Ansatz zur Häutchenbildg.	+		+	—	Saftig gelbgrau	—	—	Auf Gelatineplatte weißl. zusammenhängende, einsinkende Kolonie. Auf Kartoffel dicker schleimig. Belag.
	Trübung, Häutchen auf der Oberfläche, gelblicher Bodensatz	—		+	—	—	+	—	Gelatinekolonie mit durchsichtiger, gewellter Randpartie. Auf Kartoffel dicke, schleimig faltige Auflage.

I.	II.	III.	IV.	V.	VI.	VII.	VIII.		IX.
Name	Autor	Vorkommen	Größe in μ	Geißeln	Färbbarkeit	Färbung (nach Gram)	Wachstum Aerob.	Wachstum Anaerob.	Optimaler Nährboden
Bacillus subtilis	F. Cohn	Im Heu u. im Boden.	1,2—2,6 lang 0,8—1,2 breit	Viele	+	+	+	+	Verschiedenste Nährböden
Bacillus bernensis (aromabildender Bazillus aus Emmentaler Käse)	Lehmann und Neumann	Auf Emmentaler Käse.	1,5 breit		+		—	+	+
Bacillus megatherium	de Bary	Auf faulenden Kohlblättern gefunden.	1,6—5,0 lang 0,6—0,8 breit	Viele	+	+	+	+	Alle Nährböden
Bacillus tumescens	Zopf	Auf Daucus Carota, Brassica oleracea (Kohl) u. a.			+	+	+	—	+
Bacillus butyricus	Hüppe	In Butter.	1,2—4 lang 0,3—0,5 breit	Mehrere	+	+	+	—	+
Bacillus gastrophilus	Lehmann und Neumann	Im menschlichen Magen bei Carcinom gefunden; jedoch kaum pathogen.			+		+	—	Bierwürze-Agar und -Gelatine
Bacillus oxalaticus	Zopf		0,8—1,6 breit manche 2,5—4 breit	+	+		+	—	+
Bacillus petasites	A. Meyer u. Gottheil	Auf Apium graveolens (Sellerie) und Petasites albus.	2—3 lang 1,2—2 breit		+	+	+	—	+
Bacillus vulgatus (Kartoffelbaz.)	Migula	Im Boden, verunreinigt oft die Kartoffelanpflanzungen; im Darm, in Würsten.	1,6—5,0 lang 0,8 breit	Viele	+	+	+	+	Verschiedenste Nährböden
Bacillus graveolens	A. Meyer u. Gottheil	Auf Beta vulgaris (Zuckerrübe), Apium graveolens (Sellerie), Brassica rapa (Rübsen).	1,5—2,5 lang 1,0—1,5 breit	+	+	+	—	+	+
Bacillus mesentericus	Flügge	Im Boden.	0,8—2,4 lang 0,7—0,9 breit	Viele	+	+	+	+	+
Bacillus aterrimus	Lehmann und Neumann	Nicht pathogen.			+	+	+	—	+
Bacillus fusiformis	A. Meyer u. Gottheil	Auf Beta vulgaris. (Zuckerrübe).	1—1,2 lang	+	+	+	+	Selten anaerob.	+

X.	XI.	XII.	XIII.	XIV.	XV.	XVI.	XVII.	XVIII.	XIX.
Verflüssigung der Gelatine	Bouillon-Kultur	Milchkultur: Gerinnung	Milchkultur: Reaktion	Sporenbildung	Gasentwicklung in Zuckeragar	Farbstoffbildung auf der Agarstrich-Kultur	Schwefelwasserstoff-Entwicklung	Indol-Reaktion	Besonderheiten
+	Häutchen, kräftige Trübung	+	Schwach alkalisch	+	—	—	Spur	—	Kartoffelkult. zuerst saftige, flache Auflagerung, später mehlig bestäubt.
	Trübung, Häutchen	Erst Gerinnung, dann wieder flüssig		Bei Sauerstoffzutritt +	—	—			Kulturen zeigen nach 48 Stunden Geruch nach Emmentaler Käse.
+	Häutchen, Trübung mäßig	+	Schwach alkalisch	+	—	—	Stark	—	Kartoffelkult. mäßig erhaben.
	Häutchen	Orangeweißl. Bodensatz, sonst unverändert				—	+	—	Dem Bac. graveolens außerordentl. ähnlich, doch fehlt der Trimethylamingeruch.
+	Fast klar, oben Häutchen	+			—	—	Wenig	—	Kartoffelkult. mäßig erhaben, etwas an coli erinnernd.
		+	Mäßig sauer	+					
+	Fast klar					—	—	—	Kartoffelkult. etwas erhaben, an coli erinnernd.
+	Einmal klar, manchmal trübe, sandig, homogener Bodensatz	Teilw. Gerinnung, am Rand gelber Belag		+	—	Schmutzig gelblich, später bräunlich; Agar braun gef.	—	—	Kartoffelkultur wird gelb, wie mit Eidotter bestrichen, schleimig.
+	Häutchen, mäßige Trübung	△	Stark alkalisch	+	—	—	Mäßig	—	Auf Kartoffel nach einigen Tagen wulstige, darmschlingenartige Falten.
+	Erst trüb, dann klar, krümeliger Bodensatz			+	—	Fettglänzend grau	Mäßig	—	Auf Agar Trimethylamingeruch.
+	Mäßige Trübung, Häutchen	+	Schwach alkalisch	+	—	Gelblich bis braun	Kräftig	Spur	Auf Plattenkulturen niedrige, netzartige Falten.
+				+		Braun			Kartoffelnährboden wird durch und durch schwarz.
Langsam und sehr wenig	Schwach trübe, geringer Bodensatz, bald mit, bald ohne Häutchen	—		+	—	Fettig grauweiß	Spur	—	Milchkultur wird gelblich und hat Käsegeruch. Kartoffel braun verfärbt.

I.	II.	III.	IV.	V.	VI.	VII.	VIII.		IX.
Name	Autor	Vorkommen	Größe in μ	Geißeln	Färbbarkeit	Färbung (nach Gram)	Wachstum Aerob.	Wachstum Anaerob.	Optimaler Nährboden
Bacillus pumilis	A. Meyer u. Gottheil	Auf Brassica rapa, Beta vulgaris, Apium graveolens.	2—3 lang 0,5—1,0 breit	—	+	+	+		+
Bacillus asterosporus	Migula	Auf Apium graveolens, Beta vulgaris, Daucus Carota (Möhre).	1—2,5 lang	+	+	+	+		+
Bacillus tetani	Nicolaier	In Gartenerde, Heustaub. Im Kot gesunder Pferde und Rinder. Erreger des Starrkrampfes.	1,2—3,6 lang 0,5—0,8 breit	50-100	+	+	—	+	+
Bacillus botulinus	van Ermengem	Kann Fleischvergiftung verursachen.	4—9 lang 0,9 – 1,2 breit	4—9	+	+	—	+	Kräftig alkalischer Traubenzucker-Nährboden
Bacillus Chauvoei (Rauschbrandbazillus)	Ant. gallic.	Erreger des Rauschbrands, einer gefährlichen Rinderseuche, für den Menschen nicht pathogen.	1,6—3,6 lang 0,6—0,8 breit	20—40	+	+	—	+	Zuckeragar mit sterilem Fleisch
Bacillus oedematis maligni	Koch	Weit verbreitet im Boden, Schmutzwasser, Heustaub; ist die Ursache des malignen Ödems beim Menschen und bei Haustieren.	1,6—4 lang 0,6—0,8 breit	Viele	+	—	—	+	+
Bacillus alvei	Cheſire u. Cheyne	Erzeugt eine weit verbreitete Bienenkrankheit.	2,5—5 lang 0,8 breit	Eine	+	+	+	+	+
Granulobacillus saccharobutyricus immobilis B	Graßberger u. Schattenfroh	In Milch, im Boden, Wasser, Käse, Mehl, Sauerteig, Kot, meist in Sporenform.	5—6 lang 1,0—1,5 breit	—	+	+	—	+	+
Bacillus sporogenes	Klein	In Milch. Der Genuß solcher infizierten Milch kann schwere Magendarmstörungen (Enteritis) hervorrufen. Kommt auch im Straßenschmutz, Kanaljauche usw. vor.		+	+				+
Vibrio cholerae	Buchner	In Wasser, das mit Ausleerungen Cholerakranker verunreinigt ist. Erreger der Cholera.	mittlere Länge 2,0 Breite 0,4—0,6	Eine, selten zwei	10 fach verdünnte Karbolfuchsinlösung	—	+	+	Gew. Nährböden, auch sterile Eier
Vibrio Proteus	„	Im Darminhalt Gesunder u. Diarrhöekranker; ist auch einmal aus Grundwasser isoliert worden.	1,0—3,2 lang 0,3—0,6 breit Fäden	Eine	+	—	+	+	+
Vibrio albensis (Leuchtender Elb-Vibrio)	Lehmann und Neumann	Im Wasser der Elbe gefunden, leuchtet in phosphoreszierendem Licht.	1,2—3,2 lang 0,2—0,4 breit	Eine	+	—	+	+	Gew. Nährböden mit 3% Salzzusatz

X.	XI.	XII.	XIII.	XIV.	XV.	XVI.	XVII.	XVIII.	XIX.
Verflüssigung der Gelatine	Bouillon-Kultur	Milchkultur: Gerinnung	Milchkultur: Reaktion	Sporenbildung	Gasentwicklung in Zuckeragar	Farbstoffbildung auf der Agarstrich-Kultur	Schwefelwasserstoff-Entwicklung	Indol-Reaktion	Besonderheiten
+	Klar, doch braun verfärbt; Ansatz zur Häutchenbildung	+		+	—	Saftig glänzend creme	—	—	Kartoffelkultur sehr schleimig, cremefarben, bisweilen rötlich.
+	Sehr schwache Trübung, Häutchen, schleimig-zäher Bodensatz	+		+	Sehr stark	Grauweißlich	Spur	—	Kartoffelkultur gelbbraun gefärbt, saftig, schleimig, manchmal mit Gasblasen.
+	Mäßige Trübung	—	Amphoter	+	+	—	Sehr stark	Schwach	
+	Gleichmäßige Trübung	—	—	+	+	—			In Zuckerbouillon entwickelt er starken Buttersäuregeruch.
+	Mäßige Trübung	+	Schwach sauer	+	+	—	Äußerst stark	„	Hirnnährboden nicht schwarz.
+	„	—	Amphoter	+	+	—	„	„	Hirnnährboden wird schwarz.
+		+	Schwach sauer	+	—	—	—	—	
Mit Zucker +		Gerinnung, starke Gasentwicklung		+	+	—			Bildet aus Zucker und Stärke stets Buttersäure, Milchsäure, Kohlensäure, Wasserstoff.
+		Gerinnung, starke Gas- u. Buttersäurebildung		+		—			Hirnnährboden sehr langsam geschwärzt.
+	Häutchen, mäßige Trübung	+	Sauer	—	—	—	Kräftig	Ohne Nitrit kräftig	
+	Mäßige Trübung	Gerinnung, später Verflüssigung	Sauer	—	—	—	Sehr wenig	Schwach	Junge Gelatineplattenkultur feinkörnig, braungelb.
+	Häutchen, mäßige Trübung	+	Schwach alkalisch	—	—	—	Kräftig	Ohne Nitrit kräftig	Morphologisch nicht von Cholera zu unterscheiden.

I. Name	II. Autor	III. Vorkommen	IV. Größe in μ	V. Geißeln	VI. Färbbarkeit	VII. Färbung (nach Gram)	VIII. Wachstum Aerob.	VIII. Wachstum Anaerob.	IX. Optimaler Nährboden
Vibrio indicus	Lehmann und Neumann	Westindischer Leuchtbazillus mit intensivem, bläulichweißem Licht.		+	+				Gew. Nähr mit 3% Se zusatz
Vibrio danubicus	Heider		1,0—3,2 lang 0,3—0,5 breit	Eine	+	—	+	+	+
Vibrio aquatilis	Günther		1,0—3,2 lang 0,2—0,4 breit	Eine	+	—	+	+	+
Vibrio berolinensis	Rubner		0,6—3,2 lang 0,2—0,4 breit	Eine	+	—	+	+	+
Spirillum concentricum	Kitasato	In faulem Blut.	1,6—8,0 lang 0,5 breit	+	+	+	+	+	+
Spirillum rubrum	v. Esmarch	In Kadavern.	1—16 lang 0,6—0,8 breit	Büschel	+	+	△	+	+
Corynebacterium mallei (Rotzbazillen)	Löffler u. Schütz	Ursache der Rotzkrankheit bei Pferd, Esel, Katze usw. Wird auch häufig von Pferden auf Menschen übertragen.	0,8—2,8 lang 0,4—0,5 breit	—	Etwas schwer auf die gew. Weise; für Färbung im Schnitt ist die Nicollesche Methode empfohlen	—	+	+	Glyzerinag
Corynebacter. diphtheriae	Löffler	Erreger der Diphtherie; kann auch an Gegenständen haften, die Diphtheriekranke benützt haben; gelegentlich in der Mundhöhle gesund. Menschen („Diphtheriebazillenträger").	1,6—5 lang 0,8—1,0 breit	—	Mit allen Anilinfarbst. Körnchen nach Neißer	+	+	+	Serumnähr böden
Corynebacterium pseudo-diphtheriticum	„	In der Mundhöhle gesunder und halskranker Menschen; konnte jedoch nicht als Krankheitserreger erkannt werden.	Wie bei diphth.	—	+	+	+	+	+
Corynebacterium xerosis	Neißer u. Kuschbert	In der Mundhöhle, Augen, Nase, gesunder und kranker Menschen.	Wie bei diphth.	—	+	+	+		Auf Löffler serum kümm licher als Diphtheri
Spirochaete Obermeieri	F. Cohn	Erzeugt das Rekurrensfieber (Rückfallfieber), wird durch Wanzen, die sich mit dem Blut Rekurrenskranker vollgesaugt haben, verbreitet.	20—30 lang	—	+	—	+		+

X. Verflüssigung der Gelatine	XI. Bouillon-Kultur	XII. Milchkultur: Gerinnung	XIII. Milchkultur: Reaktion	XIV. Sporenbildung	XV. Gasentwicklung in Zuckeragar	XVI. Farbstoffbildung auf der Agarstrich-Kultur	XVII. Schwefelwasserstoff-Entwicklung	XVIII. Indol-Reaktion	XIX. Besonderheiten
+									Bildet in Kochsalzmilch Schraubenformen.
+	Häutchen, mäßige Trübung	+	Sauer	—	—	—	Sehr stark	Ohne Nitrit stark	
+	Häutchen, mäßig trüb	—	Schwach alkalisch	—	—	—	—	Ohne Nitrit schwach	
+	Häutchen, mäßige Trübung		Schwach sauer	—	—	—	Kräftig	Ohne Nitrit kräftig	
+	Mäßige Trübung	—	Schwach alkalisch	—	—	—	—	—	Spindelförmiges Wachstum im Gelatine- u. Agarstich, ähnlich wie bei Spir. rubrum, jedoch gelblich.
+	Schwache Trübung	—	"		—	Rötlich (kümmerliches Wachstum)	—	Spur	Gelatine- und Agarstich anfangs graugelb, später rostbraun-rötlich.
—	Mäßige Trübung	△	Sauer	—	—	—	—	Schwach	Plattenkulturen auf Gelatine coli- oder typhusartig. Kartoffelkultur erst gelb, dann braunrot.
—	Sehr schwache Trübung	△	Amphoter	—	—	—	Mäßig	Schwach	Kräftige Säurebildung in Bouillon.
—	Mäßige Trübung	—	Schwach sauer	—	—	Gelblich	Mäßig	Schwach	Wenig Säurebildung in Bouillon. Keine Körnchen in den Stäbchen. Tiere erkranken nicht.
—	Klar	—	Amphoter	—	—	—	Schwach	Spur	Auf Kartoffeln kein Wachstum, Bouillon wird nicht sauer. Keine Körnchen.
				—					Große flexile, korkzieherartig gewundene Fäden mit spitzen Enden.

I.	II.	III.	IV.	V.	VI.	VII.	VIII.		IX.
Name	Autor	Vorkommen	Größe in μ	Geißeln	Färbbarkeit	Färbung (nach Gram)	Wachstum Aerob.	Wachstum Anaerob.	Optimal Nährbod
Mycobacterium tuberculosis	R. Koch	Erreger der Tuberkulose; wird an Stellen, die mit Auswurf Tuberkulöser verunreinigt sind, gefunden.	1,6—3,6 lang 0,2—0,3	—	Nach Ziehl-Neelsen	+	+	—	Blutserum Glyzerinag
Mycobacterium tuberculosis γ piscicola	Lehmann und Neumann	Erzeugt Tuberkulose bei Fischen u. Fröschen.	Wie bei tuberc.	—	+	+	+	Kaum	+
Mycobacterium lacticola α planum	"	In Milch, Butter, auf Gras.	"	—	Mit Methylenblau, Fuchsin u. wie die echten T. B.	+	+	—	+
Mycobacterium lacticola β perrugosum	Rabinowitsch (Lehmann und Neumann)	In Butter.	"	—	+	+	+	Kaum	+
Mycobacterium phlei (Timotheebazillus)	Moeller	Auf dem Timotheegras.	"	—	+	+	+	Kaum	+
Mycobacterium leprae	Armauer, Hansen	Tritt in den „Lepromen" (den Knoten und Knötchen) in den verschiedensten Organen der Leprakranken auf.	Oft etwas kürzer als tuberc.	—	Färben sich nach den gleichen Methoden wie der Tuberkelbazillus, wie auch mit den gebräuchlichen Anilinfarbstoff.	—	+	+	Glyzerinaga Glyzerin- serumagaru
Actinomyces bovis (Strahlenpilz)	Harz	Erreger der Aktinomykose (Krankheit, die sich in Geschwulstbildg. äußert) beim Menschen und bei Haustieren.	0,3—∞ lang Verzw., Fäden, 0,4—0,6 breit	—	Nach Gram	+	+	Schwach	Ster. Ei u. ge Nährböden
Actinomyces farcinicus	Gasperini	Erzeugt eine in Nordfrankreich vorkommende Rinderkrankh., den „Rinderwurm".	Verzw., Fäden, 0,5—0,8 breit	—	+	+	+	—	+
Actinomyces chromogenes	"	In Luft, Boden, Wasser.	Fäden 0,3—1,0 breit	—	+	+	+	—	+

X.	XI.	XII.	XIII.	XIV.	XV.	XVI.	XVII.	XVIII.	XIX.
der Gelatine	Bouillon-Kultur	Milchkultur: Gerinnung	Milchkultur: Reaktion	Sporenbildung	Gasentwicklung in Zuckeragar	Farbstoffbildung auf der Agarstrich-Kultur	Schwefelwasserstoff-Entwicklung	Indol-Reaktion	Besonderheiten
–	Häutchen	—		—	—	—	—	—	Die Kulturen zeigen Blumen- oder Obstgeruch.
–	Häutchen, schwache Trübung	—	Schwach alkalisch	—	—	—	—	Spur	Milchkulturen nehmen nach 1—3 Monaten eine dunkelviolett-graue Farbe an; der Farbstoff löst sich im Alkohol.
–	Erst trüb, dann wieder klar, Häutchen	—	Schwach alkalisch	—	—	Mattrötlich	+	Schwach	Meerschweinchen zeigten sich für diese Organismen empfänglich; eine subkutane Injektion kleiner Mengen verursacht einen lokalen Abszeß. Kaninchen reagierten nicht.
–	Häutchen	—	Mäßig alkalisch	—	—	Rötlichgelb	+	—	
–	—	—	Stark alkalisch	—	—	Rotgelb	—	Spur	
–	Häutchen	—		—	—	—			Ist von Mycobact. tuberculosis nur schwer zu unterscheiden. Der Leprabazillus ist weniger säurefest; die Kulturen sind zarter. Beim Leprabazillus trat Agglutination ein durch das Serum vieler Leprakranker.
–	—	+	Schwach alkalisch	—	—	Grüngelb	—	Spur	
–	Häutchen	△	Amphoter	—	—	—	Spur	—	
–	„	+	Alkalisch	—	—	Braungelb	—	Kräftig	

I.	II.	III.	IV.	V.	VI.	VII.	VIII.		IX.
Name	Autor	Vorkommen	Größe in μ	Geißeln	Färbbarkeit	Färbung (nach Gram)	Wachstum Aerob.	Wachstum Anaerob.	Optimale Nährböden
Spirochaeta pallida (Syphilis-Spirochaete)	Schaudinn	Im ersten u. zweiten Stadium der Syphiliserkrankung findet sich die Spir. pallida in offenen und geschlossenen Papeln (kleinen Knötchen auf der Haut), in offenen sezernierenden Effloreszenzen („Hautblüten", Bläschen, Pusteln, Knötchen), Exanthemen (Hautausschlägen, Gesamtheit der vorhandenen Effloreszenzen), in Mund, Rachen, Lippen- und Augenaffektionen, in Drüsen, Blut, Milzsaft v. Syphiliskranken. Auch im dritten u. hereditären (vererbten) Stadium der Krankheit.	4—14 lang, bis 0,25 dick	1—2 lange dünne	Verd. Giemsa-Lösung. Gentianaviolett	—			
Spirochaeta recurrentis (Spir. Obermeieri, Cohn, Spirillum, Obermeieri)	Lebert	Erreger des Rückfallfiebers. Im Blut u. inneren blutreichen Organen von Kranken.	7—10 lang	+	Anilinfarben u. Giemsalsg.				
Spirochaeta buccalis	Cohn	In der Mundhöhle, besonders auch im Zahnbelag von Menschen u. Tieren.	12—20 lang 0,5—1 breit	+	Giemsalösung				
Spirochaeta dentium	Koch	Im Zahnbelag von Menschen u. Tieren.	4—10 lang 0,25 dick	+					

X.	XI.	XII.	XIII.	XIV.	XV.	XVI.	XVII.	XVIII.	XIX.
der Gelatine	Bouillon-Kultur	Milchkultur: Gerinnung	Milchkultur: Reaktion	Sporenbildung	Gasentwicklung in Zuckeragar	Farbstoffbildung auf der Agarstrich-Kultur	Schwefelwasserstoff-Entwicklung	Indol-Reaktion	Besonderheiten
									Die Spir. pallida hat gewöhnlich 6 bis 10 gleichmäßige Windungen; doch sind bis zu 24 Windungen beobachtet worden. Ihre Züchtung ist noch nicht ganz sicher gelungen. Eine Immunität gegen Lues gibt es nicht; nach überstandener Krankheit kann der Körper aufs neue syphilitisch infiziert werden.
									Die Spir. recurrentis weist ungleichmäßige, weite flache Windungen auf; sie bewegt sich bohrerartig. Züchtung noch nicht gelungen.
									Schraubenartig schlängelnde Bewegung.
									Stets regelmäßige Windungen, auch bei der Bewegung.

Die Bibliothek des Mikroskopikers

sei er nun Forscher, Lehrer, Studierender oder Naturfreund, muß in erster Linie eine gute Fachzeitschrift enthalten, die ihn über alle Fortschritte der mikroskopischen Forschung wie der mikroskopischen Technik auf dem Laufenden hält.

Die beste und billigste, allgemeinverständlich geschriebene deutsche Monatsschrift für Mikroskopie ist unser

„Mikrokosmos"

Zeitschrift für praktische Arbeit auf dem Gebiete der Naturwissenschaften

mit besonderer Berücksichtigung der mikroskopischen Technik

(Vereinigt mit der „Zeitschrift für angewandte Mikroskopie und klinische Chemie")

an dem die bekanntesten Fachgelehrten mitarbeiten, und der infolge seiner Reichhaltigkeit weiteste Verbreitung hat.

Zu den ständigen Mitarbeitern des „Mikrokosmos" gehören:

Prof. Dr. F. Lindner, Berlin (für Gärungsbiologie) – Prof. Dr. W. Migula, Eisenach (für Algenkunde) – Prof. F. Emich, Graz und Dr. J. Donau, Graz (für Mikrochemie) – Dr. Max Wolff, Bromberg (für Pflanzenpathologie) – Dr. Adolf Reitz, Stuttgart (für Bakteriologie) – Prof. Dr. O. Zacharias, Plön i. H. (für Planktonkunde) – Dr. G. Steiner, Zürich (für Protozoologie) – Hanns Günther, Zürich (für Instrumentenkunde) – Prof. Dr. A. Herzog, Sorau N. L. (für technische Mikroskopie) – Dr. G. Stehli, Stuttgart (für tierische Histologie) – Prof. Dr. F. Sigmund, Teschen (für mikrosk. Anatomie) – Kreisarzt Dr. E. Beintker, Düsseldorf (für mediz. Bakteriologie) – Dr. W. Kaiser, Wien (für gerichtliche Mikroskopie) – Dr. R. Sachse, München (für mikrosk. Technik).

Der Jahrgang läuft vom 1. April jedes Jahres bis zum 31. März des nächsten

Jährlich 12 Hefte und mindestens zwei Buchbeilagen

Bezugspreis jährlich nur M 5.60

Hugershoff

Apparate und Utensilien für **Bakteriologie.**
Mikroskope und mikroskopische Hilfs-Apparate,
Mikroskopische Farbstoffe, Tinktionen, chemische
Präparate etc. / Mikrotome.
Neue bakteriolog. Bestecke für Wasseruntersuchung etc.

Neu! Brennerstativ nach Dr. Reitz! **Neu!**

Eigene Werkstätten!

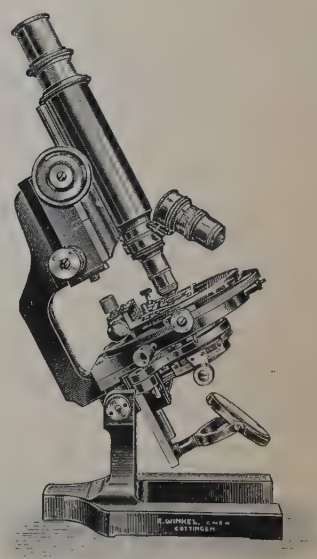
FRANZ HUGERSHOFF, LEIPZIG

Preisliste an Dozenten gratis!

WINKEL

Mikroskope

und Hilfsapparate für alle wissenschaftlichen u. technischen Zwecke
Mineralogische Mikroskope, Halbschattenapparate, Apparate für Mikrophotographie u. Projektion



R. Winkel, Göttingen
G. m. b. H.
Optische und mechanische Werkstatt

Preislisten frei und unberechnet.

Farbstoffe
Reagentien
für
Mikroskopie u.
Bakteriologie
nach Angabe der Autoren.

Apparate
Utensilien.

Dr. G. Grübler & Co.
Leipzig
Centralstelle für mikrosk.-chemisch. Bedarf.

Preislisten gratis und franko.

Frühere Jahrgänge des
„Mikrokosmos“
sind für jeden, der mit dem Mikroskop arbeitet, ganz
unentbehrlich
u. wir machen Sie deshalb auf die günstige Gelegenheit zum Nachbezug aufmerksam.

1) **Neubearbeitung vom Jahrgang I—III**
M 5.— geh., *M* 6.— geb. ohne Buchbeilag.
M 10.— „ *M* 14.50 „ mit „
2) **IV. Jahrgang**
M 4.— geh., *M* 5.80 geb. mit Buchbeilag.
3) **V. Jahrgang**
M 5.60 geh., *M* 9.— geb. mit Buchbeilag.
4) **VI. Jahrgang**
M 5.60 geh., *M* 9.— geb. mit Buchbeilag.

Alle Jahrgänge zusammen geb. mit Buchbeil.
nur M 33.50

Prospekte kostenfrei durch die Geschäftsstelle des „Mikrokosmos“
Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart

Biologisches Material
halb und ganz fertige Präparate

liefert zu günstigen Bedingungen der

Verlag des „Mikrokosmos“
Geschäftsstelle: Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart

C. REICHERT

Mikroskope

für alle Arten wissenschaftlicher Untersuchungen

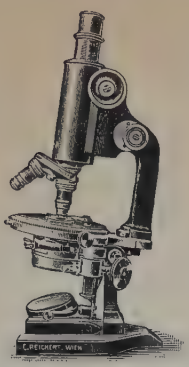
Spiegelkondensoren

Fluorescenz-Mikroskop

Präparier-Mikroskope

Lupen

Sonderlisten postfrei



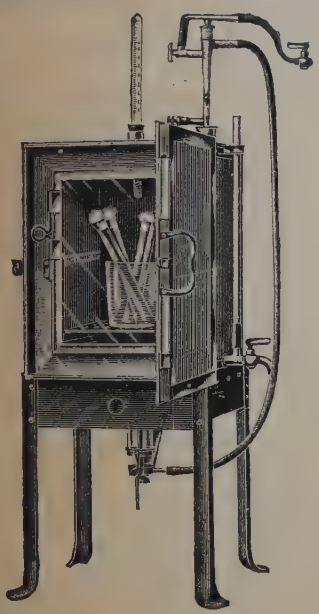
Projektions-Apparate
(Epidiaskope)

Polarimeter

Mikrophot. Apparate
für Zeit- und Momentaufnahmen

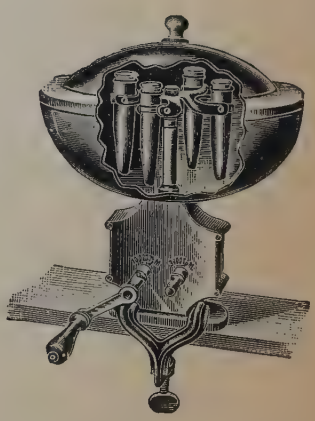
Sonderlisten postfrei

Prag / C. Reichert, Wien VIII/2 / Budapest



Mikroskope
Sterilisations-Apparate
Trockenöfen
Zentrifugen
sowie
sämtliche Apparate
und Gerätschaften
zur Bakteriologie

Reichhaltiger Katalog steht kostenlos zur Verfügung



Wachenfeld & Schwarzschild, Cassel 5

Spezial-Geschäft bakteriologischer, chemischer u. mikroskopischer Apparate u. Geräte

Floristische Lebensbilder

Eine eingehende Darstellung aller wichtigen Gewächse der Heimat, von den Bakterien bis zu den Baumriesen

Band I u. II v. R. H. Francé

I.: Naturgeschichte d. Algen, Pilze und Moose. II.: Das Leben der Farne, die Blütepflanzen, die bedecktsamigen Blütepflanzen, die Zweikeimblättrigen. (I. Tl.)



Königskerze.

Band III v. Dr. Ad. Koelsch

Leine und Rauten, Kleepflanzen, Linden u. Malven, Heidekräuter, Enzian, Himmelschlüssel und Beifußgewächse und der Rest der zweikeimblättr. Pflanzen.

In Halbleder je Mark 15.–

Viele Illustrationen
Schöne Kunsttafeln

Auch gegen Monatsraten

von nur 4 Mark
oder 5 Kr., 5 Frs.

Francé und Koelsch gaben hier dem deutschen Volke die

erste deutsche Flora

in der allgemein verständlichen und fesselnden Art des zoologischen Gegenstücks: Brehms Tierleben. Das unvergleichlich schöne und nützliche Werk fand in allen Kreisen die begeistertste Aufnahme, es ist wirklich ein unentbehrliches Handbuch

für alte u. junge Naturfreunde

Prospekt kostenlos von der Franckh'schen Verlagshandlung, Stuttgart.

Diese Karte nimmt jede Sortimentsbuchhandlung an. Nur wo der Bezug auf Schwierigkeiten stößt, wende man sich an die Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart, die für umgehende Zusendung sorgen wird.

Bei der umstehenden Buchhandlung bestellt d..... Unterzeichnete hiermit

Handbuch der mikroskopischen Technik

Herausgegeben von der Redaktion des „Mikrokosmos"

.....Expl. 2. Teil: **Das Mikrotom und die Mikrotomtechnik.** Von Dr. G. Stehli.
4¼ Bg. Geh. M 2.—, geb. M 2.80.

.....Expl. 6. Teil: **Apparate und Arbeitsmethoden der Bakteriologie.** Von Dr. Ad. Reitz.
6 Bg. Geh. M 2.25, geb. M 3.—.

.....Expl. 9. Teil: **Die mikrochemische Technik.** Von Dr. J. Donau.
4½ Bg. Geh. M 2.—, geb. M 2.80.

Demnächst erscheinen:

.....Expl. 4. Teil: **Die Technik der Ultramikroskopie und der Dunkelfeldbeleuchtung.** Von O. Heimstädt, wissenschaftl. Mitarbeiter der Optischen Werke C. Reichert in Wien.
ca. 5 Bg. Geh. ca. M 2.—, geb. ca. M 2.80.

.....Expl. 10. Teil: **Apparate und Arbeitsmethoden zur mikrosk. Untersuchung kristallisierter Körper.** Von C. Leiß u. Dr. H. Schneiderhöhn.
ca. 5 Bg. Geh. ca. M 2.—, geb. ca. M 2.80.

Ort, Tag u. Name: .....

Bücher-Zettel

Mit 3 Pf. oder 3 Hell. zu frankieren, wenn außer d. Unterschrift kein Zusatz beigesetzt wird.

An die

Buchhandlung von .....

Physiologische Histologie

des Menschen- und Säugetier-Körpers

dargestellt in mikroſkopischen

Original-Präparaten

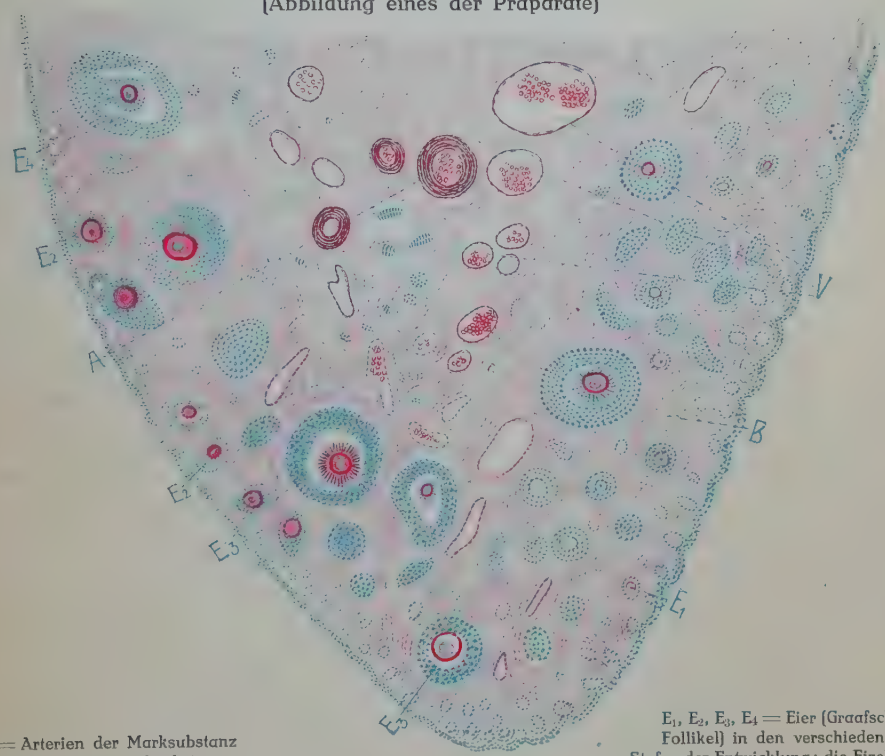
mit begleitendem Text und erklärenden Zeichnungen

von

Prof. Dr. Fr. Sigmund

Eierstock einer Hündin (Querschnitt) bei schwacher Vergrößerung

(Abbildung eines der Präparate)



A = Arterien der Marksubstanz
V = Venen der Marksubstanz
A und V mit roten Blutzellen.
B = einhüllendes Bindegewebe.

E_1, E_2, E_3, E_4 = Eier (Graafsche Follikel) in den verschiedenen Stufen der Entwicklung; die Eizelle ist rot gefärbt. Die Zahlen entsprechen den ungefähren Entwicklungsstufen.

Für Forscher, Ärzte, Studierende, Lehrer und Schüler, Naturfreunde usw. gleich wertvoll.

C. Der Nagel. Der Nagel ist eine hornige Verdickung der Oberhaut an den letzten Finger- resp. Zehengliedern. Beim Menschen und bei den höheren Affen überzieht er als Platte nur den oberen Teil des Fingergliedes, während er bei den übrigen Säugern das ganze Zehenglied als Klaue, Huf, Kralle umhüllt. Sein Bau ist von dem der übrigen Epidermis nicht wesentlich verschieden. Die Keimschicht des Nagels ist die Fortsetzung der allgemeinen Oberhautkeimschicht, die aber am Grunde des Nagels eine Verdickung, das Nagelbett, erfährt (äußerlich als halbmondförmiger weißer Fleck wahrnehmbar).

Hier wird die Hauptmasse der Nagelsubstanz erzeugt, indem die Zellen nach oben zu verhornen und durch Kittsubstanz in einen festen Verband gelangen; die verhornten Zellen behalten ihren Kern, sind aber gleichwohl leblos. Die hier im Nagelbett erzeugte Nagelsubstanz wird ununterbrochen schief nach aufwärts vorgeschoben; die weiter vorn gelegene Keimschicht des Nagels liefert nur von unten her wenig neue Hornmasse, die zur Verdickung des Nagels dient. Seitwärts und rückwärts steckt der Nagel in einer Hautfalte, dem Nagelfalz, seitlich überwuchern ihn zwei Hautwälle, die Nagelwälle.

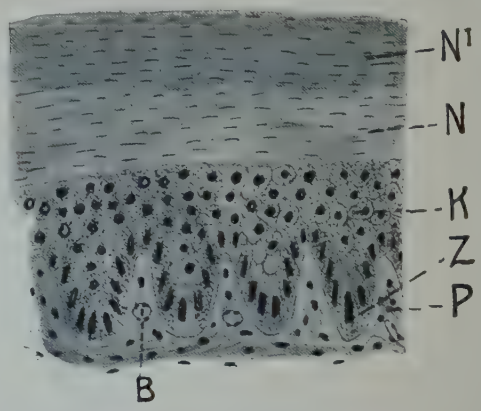


Abb. 26. Ein Stück aus der Abbildung 25 bei starker Vergrößerung. N = innere Schichte der Nagelsubstanz. N¹ = äußere Schichte der Nagelsubstanz. K = Keimschichte des Nagelbettes. P = Lederhautpapillen des Nagelbettes. Z Zylinderschichte. B — Blutgefäße. (Vergrößerung ungefähr 150 lin.)

Zu Beginn des 4. Monats beginnt die Nagelbildung beim menschlichen Embryo damit, daß sich aus der Zylinderschicht der Oberhaut nur mehr Zellen von der Eigenschaft des stratum lucidum (durchsichtige Schicht) bilden, die eine Zeitlang von der schon verhornten Epidermisschicht (stratum corneum) überdeckt werden. Gegen Ende des 6. Monats bricht dieses den eigentlichen Nagel bildende stratum lucidum die darüber lagernde hornige Faserschicht (Eponychum) durch und erreicht den freien Rand des Fingers. Abbildung 25 zeigt einen Querschnitt durch den Fingernagel und das angrenzende Gewebe eines Kindes. Der untere Teil der Fingerspitze (die Fingerbeere) ist weggeschnitten. Die Keimschichte der Oberhaut geht in die des Nagels über, zeichnet sich aber vor jener durch die zahlreichen Lederhautpapillen aus, die in der Längsrichtung des Nagels verlaufen und dadurch ein System parallel ziehender Rillen bilden (Abb. 26 P). Die den Papillen anliegenden Zellen sind auffallend langgestreckt (Zylinderschichte); nach oben zu nehmen die aus ihr hervorgehenden Zellagen eine kugelige oder polygonale Gestalt an. Fast ohne Übergang treten die langgestreckten und flachen Hornzellen des Nagels auf, deren tote Kerne rot gefärbt sind. Die äußerste Schichte des Nagels zeigt schon einen lockeren Zellverband.

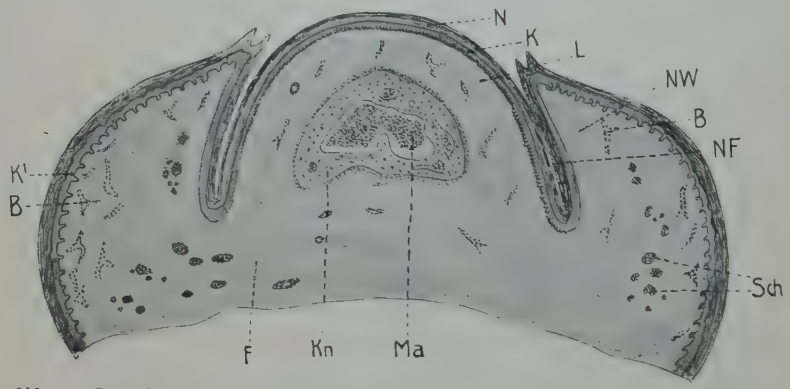


Abb. 25. Querschnitt durch den Fingernagel und das angrenzende Gewebe des Menschen. N = Nagelsubstanz. K = Keimschichte des Nagels (Nagelbett). K¹ = Keimschichte der Haut. L = Lederhaut des Nagelbettes. NW = Nagelwall. B = Blutgefäße. NF = Nagelfalz. Sch = Schweißdrüsenknäuel. F = Fettzellen. Kn = Fingerknochen. Ma = Markzellen des Fingerknochens. (Vergrößerung ungefähr 35 lin.)



Querschnitt durch das Rückenmark der Katze (Silberimprägnation nach Golgi).

Dm = derbe Hülle des Rückenmarkes (dura mater). Pm = zarte Hülle des Rückenmarkes (pia mater). Nz_1 = Nervenzellen des Vorderhornes mit Fortsätzen. Nz_2 = Nervenzellen des Hinterhornes mit Fortsätzen. Nw_1 = quer getroffene vordere Nervenwurzel. Nw_2 = schief getroffene hintere Nervenwurzel. Sw = quer geschnittene Nervenfasern der weißen Rückenmarksubstanz. G = Bindegewebszellen der Nervensubstanz (Gliazellen).

Aufgaben und Vorzüge

der Sigmund'schen

„Physiologischen Histologie"

Die Vorgänge, die sich unseren Augen verborgen im lebenden Körper abspielen, deren Abbild jedoch der Bau des betr. Organes ist, gehören zu den fesselndsten der gesamten Naturwissenschaft. Wohl sind bisher in zahlreichen trefflichen Handbüchern der Histologie die Vorgänge der Befruchtung und der Blutbildung, der Zellteilung und des Wachstums, der Bau des Gehirns und der Fortpflanzungsorgane bildlich dargestellt und begrifflich erläutert worden, so daß keinem Naturwissenschaftler die allgemeinen Begriffe davon fehlen werden. Aber es fehlte der Histologie das Wichtigste, was ein Naturobjekt zum anziehenden und fesselnden Gegenstand des Studiums macht, die biologische Deutung und gegenständliche Anschauung. Denn das Präparat selber haben die meisten nur in ihrer Studienzeit flüchtig zu sehen bekommen. Die letzte Quelle des Studiums war also bisher die Zeichnung. Sie ist und bleibt aber immer nur ein armseliger Ersatz, sei sie auch von Meisterhand ausgeführt

und mit allen Feinheiten neuzeitlicher Technik reproduziert. Der Zeichnung fehlt vor allem die Möglichkeit der weiteren Auflösung; sie besteht aus farbigen Punkten und Strichen, die bei wachsender Vergrößerung höchstens zu Farbenklecksen auswachsen. Das natürliche Präparat hingegen bietet bei jeder wechselnden Vergrößerung neue Einzelheiten und neue Aufschlüsse, deren Gegenständlichkeit kein Zeichenstift in flächenhafter Abbildung wiederzugeben vermag. Dazu kommt, daß die Zeichnung meist nur eine schematisierende Auswahl aus den überwältigenden Einzelheiten des Präparates sein kann. So gestaltet sich im Kopfe des Lesers vielfach ein verstümmeltes und elementenarmes Bild, das mit der Wirklichkeit nichts mehr gemein hat. In unserm neuen Werk, das

Originalpräparat, Abbildung und Erläuterung

vereinigt, soll die ganze Wirklichkeit zu dem Beschauer sprechen. Hier wird also **zum ersten Male** dem wissenschaftlichen

Forscher und Studenten

sei er nun Biologe, Zoologe, Botaniker, Physiologe oder praktischer Arzt, das unumgänglich nötige Material geboten. Wer da weiß, wie viele die Schwierigkeiten der Beschaffung, besonders von Schnittpräparaten, die Seltenheit der Objekte, die Schwierigkeit der Färbe- und Konservierungsmethoden und vor allem die hohen Preise der Hilfsapparate (Mikrotome) abschreckten, der wird es mit besonderer Freude begrüßen, daß hier nun auch der

Naturfreund und Amateur-Mikroskopiker

die Möglichkeit findet, sich die tieferen Kenntnisse zu erwerben, die sonst nur ein langjähriges Studium an Universitätslaboratorien vermitteln kann.

Aus diesem Grund ist auch der Text des Werkes so gehalten, daß bei voller Wahrung des wissenschaftlichen Standpunktes eine **auch dem Laien verständliche Sprache** (unter Vermeidung aller unnötigen Fachausdrücke) angewendet wurde. Besonderen Wert hat Herr Prof. Sigmund darauf gelegt, daß in erster Linie typische Präparate gewählt wurden, die auch im Schulunterricht Verwendung finden können, so daß auch

der Lehrer und die Schule

in vollem Maße berücksichtigt sind. — Der im Erscheinen begriffene **erste Teil** (10 Lieferungen zu je 2—3 Bogen Text und 10—13 Präparaten auf 10 Objektträgern), die „Physiologische Histologie des Menschen- und Säugetierkörpers" ist auf physiologischer Grundlage aufgebaut. Der Funktion nach zusammengehörige Organe werden jedesmal als geschlossenes Ganzes behandelt. Spätere Teile werden die vergleichende Anatomie der übrigen Wirbeltiere und der Wirbellosen, der Kryptogamen, Gefäßkryptogamen und Phanerogamen behandeln.

In technischer Hinsicht kommen alle Methoden zur Anwendung, die geeignet sind, wesentliche Aufschlüsse über den mikroskopischen Bau der Organe zu geben, und dauerhafte Präparate zu liefern. Eine sechsjährige Vorarbeit gab darüber hinreichenden Aufschluß.

Hervorzuheben sind besonders Präparate des Zentralnervensystems und der Sinnesorgane nach Golgi, Weigert, Ramon y Cajal, ferner die Nervenendorgane nach der Vergoldungsmethode, Präparate, die hier wohl zum erstenmale der breiten Öffentlichkeit zugänglich gemacht werden, da sie sonst im Handel kaum oder nur zu sehr hohen Preisen (3—4 M das Stück) zu haben sind.

Das Werk umfaßt zehn Lieferungen

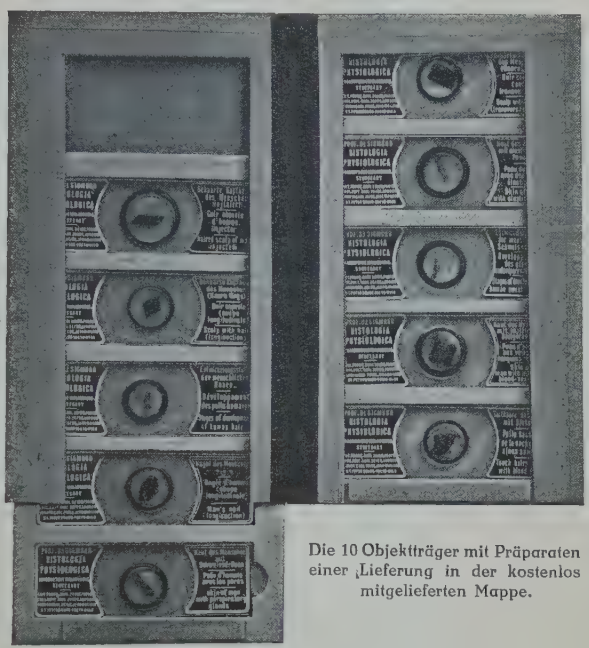
Die erste Lieferung bringt **12 auf 10 Objektträgern montierte Präparate und 1 Erläuterungsheft** (zugleich allgemeine Einführung in die Histologie) über

Die Haut

ihre Organe und deren Entwicklung

und kann jederzeit zum Preise von M 10.— bezogen werden. Jeder Besitzer eines Mikroskops sollte sich wenigstens diese hochinteressante Einführungs-Lieferung zulegen.

In den Präparaten werden die Organgruppen in ihrem zellulären Aufbau, der Blutversorgung und Innervierung, zwei bis drei auch in ihrer embryonalen Entwicklung dargestellt. Besonderes Gewicht legt der Verfasser auf die Präparation und Erläuterung jener Vorgänge, an die unser höchstes Interesse geknüpft ist, und worüber der größte Teil der naturwissenschaftlich Gebildeten nur nach schematischen Zeichnungen orientiert ist, also auf den Bau des Zentralnervensystems und der Sinnesorgane, die Vorgänge der Eireifung u. Samenbildung, der Befruchtung und ersten Entwicklung, auf das Entstehen und Vergehen der Blutelemente u. v. m.



Die 10 Objektträger mit Präparaten einer Lieferung in der kostenlos mitgelieferten Mappe.

Die weiteren Lieferungen behandeln:

Lfg. 2. **Die Organe der Bewegung** (Muskeln, Sehnen, Knochen, Knorpel, Gelenke).

Lfg. 3. **Zentralnervensystem** (Gehirn, Rückenmark, Spinalganglien).

Lfg. 4. **Fortpflanzungsorgane.**

Lfg. 5. **Organe der Atmung; Organe der Harnbildung u. -ausscheidung.**

Lfg. 6. **Das Auge u. seine Hilfsorgane.**

Lfg. 7. **Das Gehörorgan, das Geruchs- u. Geschmacksorgan, die Tastorgane.**

Lfg. 8. **Die Organe der Blutzirkulation und Blutbildung.**

Lfg. 9. / „ 10. **Die Organe der Verdauung.**

Vierteljährlich erscheint eine Lieferung

Inhalt jeder Lieferung:

1. **Eine Mappe** mit 10—13 gebrauchsfertigen mikroskopischen Präparaten auf 10 Objektträgern montiert. Jedes Präparat trägt auf eleganter Prägeetikette die deutsche, französische und englische Bezeichnung des Schnittes.
2. **Ein Erläuterungsheft** von 2—3 Bogen Umfang mit 20—25 erklärenden, schwarzen Schnittabbildungen nach Original-Zeichnungen des Herausgebers.

Preis jeder Lieferung:

M 10.—, bei Subskription nur M 9.50

Der Subskribent hat sich nur zu verpflichten, alle 10 Lieferungen jeweilig beim Erscheinen abzunehmen. **Portoauslagen hat der Besteller zu tragen.**

Auslands-Ausgaben:

Der schlagendste Beweis dafür, daß dem Werke in der ganzen wissenschaftlichen Welt die größte Bedeutung zugemessen wird, ist die Tatsache, daß in Verbindung mit C. Zeiß, Jena, eine französische und eine englische Ausgabe neben der deutschen erscheint und daß darüberhinaus noch Separatausgaben in anderen Fremdsprachen in Vorbereitung sind. (Vertriebsstellen siehe unten).

An die **Geschäftsstelle des Mikrokosmos, Stuttgart,** Pfizerstraße 5.

Senden Sie mir

1 Exemplar der Präparat-Lieferungen 1—10 von Sigmund, „Physiologische Histologie des Menschen- und Säugetierkörpers“ zum Subskriptionspreis je von M 9.50, lieferbar jeweils sofort bei Erscheinen.

Ratenbezug gegen monatl. Zahlung von M 3.— bis M 6.—, je nach Vereinbarung.

1 Exemplar von Sigmund „Die Haut“, 12 Präparate in Mappe mit 2 Bogen Text **(die Lieferung ist in sich vollkommen abgeschlossen),** zum Preise von M 10.—

Der Betrag geht gleichzeitig an Sie ab — ist jeweils durch Nachnahme zu erheben — wird in monatlichen Raten von M ..... gezahlt.

Name: ..... Adresse: .....
(genau!)

Stand: ..... Datum: .....

Nichtzutreffendes ist durchzustreichen.

Deutsche Ausgabe: Geschäftsstelle des Mikrokosmos, Stuttgart; ferner Carl Zeiß, Jena, Berlin, Hamburg, Mailand, St. Petersburg, Tokyo, Wien.
Französische Ausgabe: Carl Zeiß, Paris, 6 rue aux Ours; Mailand, Piazza del Duomo 19. Alleinvertrieb für Brasilien: P. C. Weiß & Cia., Caixa postal 322, Rio de Janeiro.
Englische Ausgabe: Carl Zeiß, 13/14 Great Castle Street, Oxford Circus, London.

Das Werk findet überall Anerkennung!

Nachstehend eine kleine Auswahl von der Fülle der täglich einlaufenden begeisterten Urteile.

Prof. Dr. L. Plate, Jena, Direktor des Zoologischen Instituts u. des Phyletischen Museums.

Die Präparate des Herrn Professor Sigmund haben mir außerordentlich gefallen, ich habe sie meinen Hörern warm empfohlen, und werde dies auch weiter tun. Die Präparate sind tadellos konserviert und sehr gut — meist mit mehreren Farben gefärbt. Der erläuternde Text schließt sich eng an die Präparate und beide zusammen bilden ein sehr instruktives Unterrichtsmittel, welches um so nützlicher ist, als schon ein Mikroskop mit mittleren Vergrößerungen zu seiner Ausnützung genügt. Ich zweifle nicht, daß sich diese Präparatensammlungen bald einer großen Beliebtheit erfreuen werden, namentlich an Schulen und Seminaren, wo die betreffenden Lehrer keine Gelegenheit haben, Schnitte durch menschliche Organe anzufertigen. Aber auch für Studenten der Medizin und Naturwissenschaft sind diese Präparate sehr geeignet, denn nicht jeder von ihnen hat Gelegenheit, sich so sehr in die histologische Technik zu vertiefen, daß er so schöne Präparate sich selbst herstellen kann.

Professeur Houssay, Directeur du Laboratoire de Zoologie, **Université de Paris:**

„Il me semble que votre publication ne peut manquer d'avoir du succès auprès des étudiants dans les facultés des sciences, facultés de médecine et aussi, pour l'enseignement, dans les lycées et collèges. C'est une tentative nouvelle et bien conduite, qui met á la fois dans la main de livre, l'image et le fait."

Prof. K. C. Schneider, Universität, **Wien:**

Das Resultat der Prüfung war ein ausgezeichnetes. Die Präparate sind fast durchweg sehr schön und entsprechen allen berechtigten Erwartungen. Ich bewundere die große Arbeitsleistung und finde den Preis der Lieferung mäßig bemessen, besonders in Hinsicht auf die Nervenpräparate, deren schöne Herstellung einen sehr gewandten Techniker erfordert. Jedenfalls werde ich die Präparatensammlung jedem Interessenten empfehlen.

W. M. Bayliss, Professor of General Physiology, **London:**

„Prof. Sigmund's histological preparations seem to me to be excellent, althoug I cannot profess to speak with much authority. They will be especially useful to those, like myself, who wish to be able to examine actual specimens, but have not the time to make them for themselves. Many of those included in the series require considerable skill, as well as practice and experience, to prepare with succes. The various points of physiological interest referred to in the accompanying text are clearly shown in the sections or the slides."

Pater E. Wasmann, Valkenburg (L.):

Ich habe sowohl die vollständig mit Text vorliegende erste Lieferung als die Proben aus den folgenden Lieferungen durchgesehen und finde die Präparate **sehr gut,** sowohl wegen ihrer vorzüglichen Anfertigung (Färbungsmethode usw.) als wegen ihrer instruktiven Auswahl. Auch finde ich den Preis im Verhältnis zu ihrem vortrefflichen Inhalt sehr mäßig.

Professor W. Völsing vom Großherzogl. Realgymnasium **Darmstadt.**

Die Lieferungen haben mich vollauf befriedigt, ja meine Erwartungen weit übertroffen. In Untersekunda, Oberprima, in den biologischen Schülerübungen konnte ich die Präparate verwenden, sehr gut auch zur Mikroprojektion. Sie geben in ihrer prächtigen Färbung lehrreiche Bilder, weit vorzuziehen jeder Abbildung oder jedem Modell. Von ganz besonderem Wert ist aber die Sammlung für den Lehrer selbst. Wer diese Präparate an Hand der trefflichen Begleitschrift durchgearbeitet hat, wird viel Neues gelernt und verblaßte Erinnerungen aufgefrischt haben, manches wird ihm in neuartigem Licht erscheinen und ihn zu weiteren Studien anregen. Deshalb sollten nicht nur Schulen mit Biologieunterricht in Oberklassen wie unsere, sondern auch die anderen die Ausgabe nicht scheuen. Als Fortbildungsmittel sollte sie jede höhere Lehranstalt anschaffen; sie sind dazu wertvoller, als dicke, vielleicht nicht weniger kostspielige Bilderwerke.

Dr. med. A. Schütze, Privat-Frauenklinik, **Königsberg i. Pr.**

Der Text ist knapp, klar und anziehend. Die mikroskopischen Präparate von einer bewundernswerten Schönheit. Bei jedem Schnitt, den man unter das Mikroskop legt, erkennt man, daß er von Meisterhand angefertigt und mit der größten Fachkenntnis ausgewählt ist. Nur derjenige, welcher sich selbst viel mit der Anfertigung und Färbung mikroskopischer Schnitte beschäftigt und wer die großen Schwierigkeiten kennen gelernt hat, auf welche man beim Verarbeiten der gehärteten Organe stößt, wird den hohen Wert der Prof. Sigmund'schen histologischen Präparate zu würdigen verstehen.

J. Boschan, Schriftführer des Bundes deutscher Naturfreunde, **Prag.**

Ich muß Ihnen offen gestehen, daß ich mit der Ausführung der Präparate in höchstem Maße zufrieden bin. Besonders hervorzuheben ist der populär abgefaßte begleitende Text, sowie die darin enthaltenen, erklärenden Zeichnungen. Auch die sorgfältige äußere Ausstattung der Lieferung wird jedem Naturfreunde viel Freude bereiten.

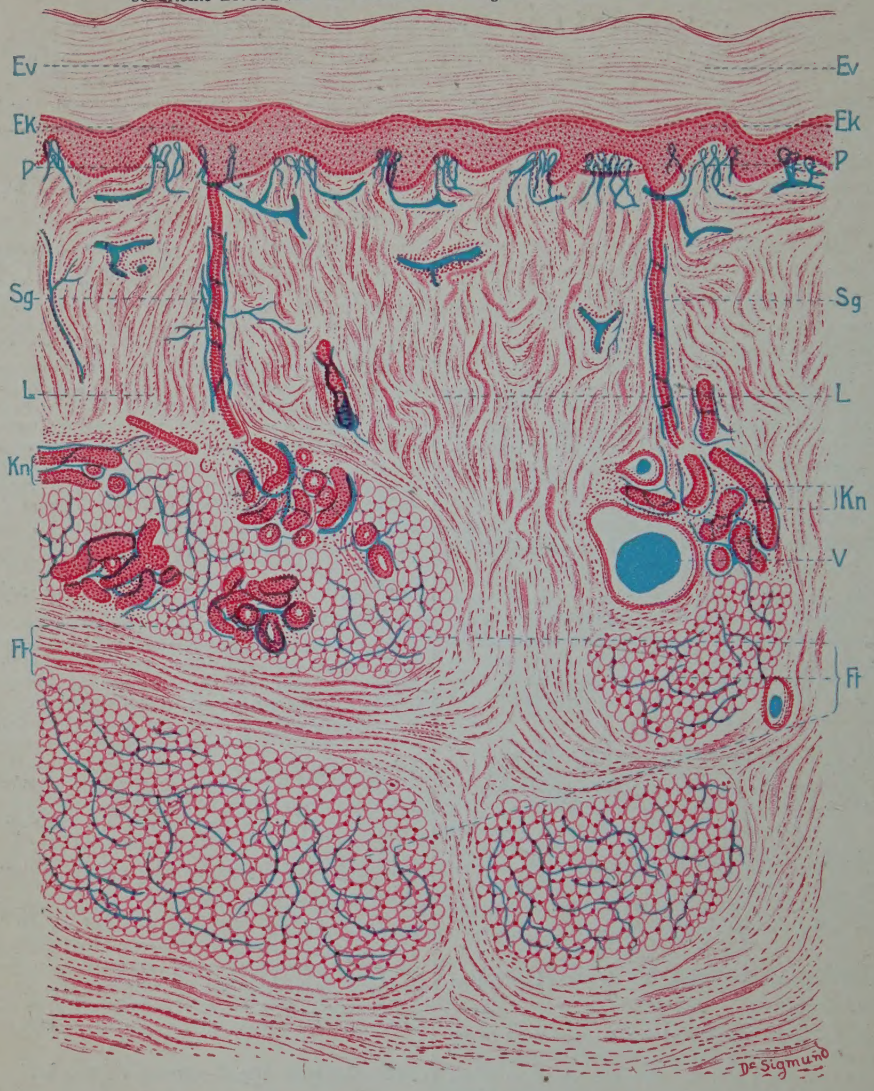
Mitteilungen der deutschen Gesellschaft zur Bekämpfung der Geschlechtskrankheiten. 1912. Juniheft.

Durch nichts wird der jugendliche Geist, wie bei dem Sigmund'schen Werke so gefesselt, als wenn ihm die Belehrung in so konkreter Form dargeboten wird; und wir sind überzeugt, daß unsere Mitglieder in ihren heranwachsenden Söhnen das Interesse an naturwissenschaftlichen, insbesondere biologischen Problemen durch nichts in so hohem Maße wachrufen könnten. Im Interesse einer rationellen und harmonischen Jugenderziehung wünschen wir diesem vorbildlichen Werk, von dem jetzt die drei ersten Lieferungen erschienen sind, die weiteste Verbreitung.

„Musterleistungen mikroskop. Technik

sind diese einzigartigen Präparate“

so urteilte Dr. P. Baum im Literarischen Ratgeber für das kt. Deutschland.



Senkrechter Schnitt durch die injizierte Haut des Menschen (Fußsohle)

Blutgefäße blau

Ev = verhornte Schicht, Ek = Keimschicht der Oberhaut (Epidermis). L = Lederhaut. P = Papille der Lederhaut mit Blutgefäßen. Kn = durchschnittener Knäus der Schweißdrüse. Sg = Schweißdrüsenausführungsgang. V = Vene (Injektionsmasse geschrumpft). F = Fettkörper des Unterhautbindegewebes.

Wiedergabe eines Original-Präparates

der „Physiologischen Histologie“ von Prof. Dr. Sigmund

Physiologische Histologie
des Menschen- und Säugetier-Körpers
in Wort, Bild und Präparat
von Prof. Dr. Fr. Sigmund, Teschen

□ □ □ □ □ □ □ □ □ □ **10 Lieferungen** □ □ □ □ □ □ □ □ □

Es fehlte der Histologie bisher das Wichtigste, was ein Naturobjekt zum anziehenden und fesselnden Gegenstand des Studiums macht, die biologische Deutung und gegenständliche Anschauung. Denn das Präparat selber haben die meisten nur in ihrer Studienzeit flüchtig zu sehen bekommen. Die letzte Quelle des Studiums war also bisher die Zeichnung. Sie ist und bleibt aber immer nur ein armseliger Ersatz, sei sie auch von Meisterhand ausgeführt und mit allen Feinheiten neuzeitlicher Technik reproduziert. Der Zeichnung fehlt vor allem die Möglichkeit der weiteren Auflösung; das natürliche Präparat hingegen bietet bei jeder wechselnden Vergrößerung neue Einzelheiten und neue Aufschlüsse. In unserm neuen Werk, das Originalpräparat, Text und Abbildung vereinigt, soll die ganze Wirklichkeit zu dem Beschauer sprechen. Wer weiß, wie viele vor den Schwierigkeiten der Präparatanfertigung zurückschrecken mußten, der wird es mit besonderer Freude begrüßen, daß hier auch der

Naturfreund und Amateur-Mikroskopiker

die Möglichkeit findet, sich die gleichen Kenntnisse zu erwerben, die sonst nur ein langjähriges Studium an Universitätslaboratorien vermitteln kann.

Besonderen Wert hat Prof. Sigmund darauf gelegt, daß in erster Linie typische Präparate gewählt wurden, die auch im Schulunterricht Verwendung finden können, so daß auch

der Lehrer und die Schule

in vollem Maße berücksichtigt sind.

Hervorzuheben sind besonders die Präparate des Zentralnervensystems und der Sinnesorgane nach Golgi, Weigert, Ramon y Cajol, ferner die der Nervenendorgane nach der Vergoldungsmethode, Präparate, die hier wohl zum erstenmal der breiten Öffentlichkeit zugänglich gemacht werden, da sie sonst im Handel kaum oder nur zu sehr hohen Preisen (3 bis 4 M das Stück) zu haben sind.

Lfg. 1. Die Haut. Lfg. 2. Die Organe der Bewegung. Lfg. 3. Zentralnervensystem. Lfg. 4. Fortpflanzungsorgane. Lfg. 5. Organe der Atmung; Organe der Harnbildung und -ausscheidung. Lfg. 6 Das Auge und seine Hilfsorgane. Lfg. 7. Das Gehörorgan, das Geruchs- und Geschmacksorgan, die Tastorgane. Lfg. 8. Die Organe der Blutzirkulation und Blutbildung. Lfg. 9 u. 10. Die Organe der Verdauung.

Jede Lieferung besteht aus: 1. Einer Mappe mit 10—13 gebrauchsfertigen mikroskopischen Präparaten auf 10 Objektträgern montiert. Jedes Präparat trägt auf eleganter Prägeetikette die deutsche, französische und englische Bezeichnung des Schnittes.

2. Einem Erläuterungsheft von 2—3 Bogen Umfang mit 20—25 erklärenden, schwarzen Schnittabbildungen nach Original-Zeichnungen des Herausgebers.

Preis jeder Lieferung: M 10.—, bei Subskription nur M 9.50

Der Subskribent hat sich nur zu verpflichten, alle 10 Lieferungen beim jeweiligen Erscheinen (vierteljährlich eine Lieferung) abzunehmen. **Die Portoauslagen hat der Besteller zu tragen.**

Den Vertrieb der englischen und französischen Ausgaben hat das Welthaus Carl Zeiß in Jena, Paris, London, Mailand und St. Petersburg übernommen, jedenfalls der beste Beweis, daß dem Werk in der ganzen wissenschaftlichen Welt die größte Bedeutung beigemessen wird.

Geschäftsstelle des „Mikrokosmos", Stuttgart